©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Die Mikroflora einiger Standorte im Leithagebirge in ihrer Abhängigkeit von Boden und Vegetationsdecke

Von GERTRUDE FRANZ

Mit 22 Textabbildungen

(Vorgelegt in der Sitzung am 17. März 1960)

Inhaltsverzeichnis

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

I. Einleitung

Das Leithagebirge ist in den letzten Jahren Gegenstand eingehender naturwissenschaftlicher Studien gewesen. Durch die Arbeiten von E. HÜBL (1956) ist besonders die Vegetation dieses Gebietes heute genau bekannt. H. FRANZ (1957) hat die bodenkundlichen und bodenzoologischen Verhältnisse studiert. Im Zusammenhang mit diesen Untersuchungen schien es wünschenswert, die Mikroflora der Böden des Leithagebirges genauer kennen zu lernen und ihre Beeinflussung durch die Vegetation und die übrigen Standortsfaktoren zu untersuchen. Da Boden, Vegetation, Bodenfauna und Mikroflora in engster Wechselbeziehung stehen, worauf vom mikrobiologischen Gesichtspunkt aus schon WAKSMAN (1917, 1922, 1924, 1927, 1928 und 1930), FEHÉR (1930, 1933, 1934 und 1938) u. a. hingewiesen haben, waren von vornherein Korrelationen zwischen diesen Faktorengruppen zu erwarten. Seit langem ist auch bekannt, daß viele Bodeneigenschaften von Intensität und Art der im Erdreich ablaufenden biologischen Prozesse abhängen. Im besonderen Maße wird diese Abhängigkeit in der Form sichtbar, in der die organische Substanz an der Bodenoberfläche und in der obersten Mineralbodenschicht angereichert ist. Dies ist leicht verständlich, denn die Zersetzung des pflanzlichen Bestandesabfalles und seine teilweise Umwandlung in Humus ist ein Werk der Bodenorganismen. Im Zusammenhang mit der Umformung der organischen Abfallstoffe wird auch der Stickstoffhaushalt des Bodens wesentlich beeinflußt. Es sei in diesem Zusammenhang besonders an die Mikroorganismen erinnert, die Luftstickstoff für ihren Stoffwechsel auszunützen vermögen und in deren Stoffwechselendprodukten daher Stickstoff angereichert ist. FEHÉR (1933 und 1934) u. a. haben nachgewiesen, daß die Mikroorganismen die Bodenreaktion in vielen Fällen wesentlich beeinflussen. Bodenreaktion, Stickstoffvorrat, Menge und Gehalt der organischen Substanz im Boden üben einen nachhaltigen Einfluß auf die Vegetationsdecke aus. Infolgedessen gibt es typische Mull-, Moder- und Rohhumuspflanzen. Andererseits übt die Zusammensetzung der Vegetationsdecke ihrerseits einen wesentlichen Einfluß nicht nur auf die Menge, sondern auch auf die Qualität des sich bildenden Humus aus. Auf den großen Einfluß, den die Bodenorganismen, vor allem die Regenwürmer, auf die Zusammensetzung der Mikroflora ausüben, haben kürzlich A. G. WINTER, F. SCHÖNBECK und G. BRÜSEWITZ (1957) hingewiesen.

Aufgabe der vorliegenden Arbeit ist es, diese Zusammenhänge zwischen Boden, Vegetation und Mikroflora an einigen typischen

Standorten im Leithagebirge zu zeigen. Quantitativ wurden sowohl die aeroben und anaeroben Bakterien als auch, soweit möglich, die Pilze und einige physiologische Gruppen, wie aerobe und anaerobe Zellulosezersetzer, Denitrifikanten und Azotobacter — die letzten drei Gruppen nur im Jahre 1958 — erfaßt. Qualitativ wurden nur die an den einzelnen Standorten lebenden Pilze ermittelt.

Die Anregung zu dieser Arbeit geht auf meinen Vater, Prof. Dr. H. Franz, zurück, der in den letzten Jahren die Böden des Leithagebirges und schon seit Jahrzehnten die Fauna dieses Raumes eingehend studiert hat. Herrn Prof. Dr. K. Höfler danke ich für die freundliche Unterstützung, die er mir bei meiner Arbeit gewährte. Besonderen Dank bin ich Herrn Dr. W. Loub schuldig, unter dessen Anleitung alle Laboratoriumsarbeiten am Institut für Geologie und Bodenkunde der Hochschule für Bodenkultur durchgeführt wurden. Herr Dr. E. Hübl verfertigte sämtliche in dieser Arbeit enthaltenen Vegetationsaufnahmen, wofür ich ihm an dieser Stelle nochmals herzlich danke.

II. Beschreibung des Untersuchungsgebietes und der Standorte

Das Leithagebirge ist ein südöstlich von Wien an der Grenze von Niederösterreich und dem Burgenland gelegener, von NO nach SW verlaufender Gebirgszug. Seine höchste Erhebung ist der nahe seinem SW-Ende gelegene Sonnenberg (480 m), die Kaisereiche ist mit 441 m die höchste Erhebung im mittleren Teil des Gebirges, im nördlichsten Teil ragt der Zeilerberg (300 m) am höchsten empor.

Geologisch stellt das Leithagebirge ein Verbindungsglied zwischen den Alpen und Karpathen dar. Diese hatten bis ins Miozän ein zusammenhängendes Gebirge dargestellt und sind erst durch den Einbruch des inneralpinen Wiener Beckens im mittleren Miozän voneinander getrennt worden. Das Leithagebirge blieb als Horst am Ostrande dieses Beckens erhalten, es ist durch Bruchlinien gegen dieses begrenzt. Ebenso fällt es gegen SO in Brüchen gegen das Neusiedlerseebecken und die Eisenstädter Bucht ab. Den Kern des Gebirges bilden paläozoische und mesozoische Gesteine, die den weiter südlich in der Buckligen Welt und im Semmeringgebiet vorkommenden weitgehend gleichen. An den von mir untersuchten Standorten stehen teils kristalline Schiefer (so auf der Kaisereiche, bei Donnerskirchen und Purbach), teils mesozoische Kalke (am Zeilerberg) an. Den älteren Gesteinen sind an den Flanken des Gebirgszuges tertiäre Küstensedimente, vorwie-

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

gend Leithakalk (Standort III), stellenweise auch Kalksandstein (Standort IV bei Großhöflein), aufgelagert. Das feste Gestein ist vielfach durch pleistozänen Solifluktionsschutt und in geringer Mächtigkeit auch durch Löß überlagert, z. T. sind auch Reste älterer Verwitterungsdecken über dem Grundgestein erhalten geblieben. In den höheren Teilen des Gebirges besitzt eine wenig mächtige Decke jungen kalkfreien Flugstaubes weite Verbreitung (vgl. H. FRANZ, 1957).

Vorwiegend durch Verschiedenheiten des geologischen Substrates, aber auch des Reliefs bedingt sind an den von mir untersuchten Standorten recht verschiedene Böden zur Entwicklung gelangt. Auf den sauren kristallinen Schiefern ist am steilen SO-Hang bei Donnerskirchen ein Xeroranker von geringer Mächtigkeit, am Steilhang über dem Angergraben bei Purbach eine ebenfalls seichtgründige und wenig gereifte Braunerde entwickelt. Auf dem mesozoischen Kalk hat sich erosionsbedingt am SO-Hang (Standort I) nur eine Protorendsina bis mullartige Rendsina mit verhältnismäßig hohem Mineralskelettgehalt zu entwickeln vermocht. Ein größerer Teil der Hänge des Zeilerberges ist von Löß umhüllt, aus dem sich an erosiv nicht gestörten Standorten eine Lößbraunerde entwickelt hat. An Standort II ist diese durch kolluviale Überlagerung etwas gestört. Im Bereich der Kaisereiche (Standort VII und VIII) verhüllt junger kalkfreier Flugstaub weithin in wechselnder, aber nur selten 50 cm überschreitender Mächtigkeit das kristalline Grundgestein. In Mulden und auf ebenen Flächen lagert der Flugstaub dicht und hat im Verein mit dem wasserundurchlässigen Kristallin Tagwasserstau verursacht, der zur Bildung eines Pseudogleys Veranlassung gab. Am SO-Hang bei der Warte auf der Kaisereiche ist die Flugstaubdecke kolluvial verlagert und sekundär mit Steinen durchsetzt. Sie ist hier wenig mächtig und von einer älteren Verwitterungsdecke mit höherem Tongehalt unterlagert. Tagwasserstau ist infolge der Hanglage hier nicht möglich.

Standort IV bei Großhöflein liegt, wie schon erwähnt, auf tertiärem Kalksandstein. Er stellt einen kleinen Hangvorsprung dar, auf dem sich erosionsbedingt nur eine Mullrendsina von beschränkter Mächtigkeit entwickelt hat. Auch an den Hängen bei Donnerskirchen findet sich auf Leithakalk infolge der Steilheit nur eine seichtgründige Mullrendsina. Auf dem flacheren Hang beim Weißen Kreuz (Standort III) lagert über Leithakalk eine dünne Decke entkalkter, rötlichbrauner Terra fusca. Auf einer Hutweide weiter hangabwärts oberhalb Großhöflein ist ein rendsinaartiger Mischboden auf dem Leithakalk vorhanden. Derselbe enthält in verschiedenem Mengenanteil Terra fusca-Material. In

dem Graben, in dem die Straße von Donnerskirchen nach Hof zur Höhe des Leithagebirges führt, ist ein Anmoor entwickelt, das den größten Teil des Jahres bis zur Bodenoberfläche vernäßt ist.

Klimatisch liegt das Leithagebirge nahe der Westgrenze des pannonischen Klimaraumes und kann sowohl mit den humideren Nachbargebieten im Westen als auch mit den arideren im Osten verglichen werden. Der pannonische Klimaraum ist durch ein kontinentales Klima charakterisiert. Dementsprechend weist es große Temperaturunterschiede zwischen Sommer und Winter (jährliche Temperaturschwankung im Gebiete 22^{0}C) und im Tagesgang, eine geringe Zahl von Niederschlagstagen, relativ geringe Bewölkung und starken Windeinfluß besonders in den ebenen Teilen auf. Durch die Windwirkung wird der sommerliche Niederschlagsmangel wesentlich verschärft. Dieser ist im Leithagebirge sehr ausgeprägt, obwohl dort die größten Niederschlagsmengen im Juli, die geringsten in den Wintermonaten fallen. Die Zahl der Tage mit Schneedecke ist sehr gering (im Leithagebirge 20—30 Tage pro Jahr)[1]. Die geringe Bewölkung vom Frühjahr bis zum Herbst bedingt die große Sonnenscheindauer in dieser Periode. Im Winter hingegen herrscht meist reichliche Bewölkung, und zwar besonders in Form von Hochnebel, so daß nur $^1/_4$ der möglichen Sonnenscheindauer dem Boden tatsächlich zukommt. Die größte Sturmhäufigkeit ist im Spätwinter und im Frühjahr zu verzeichnen, das kontinentale Klima ist aber, wie schon erwähnt, auch in den übrigen Jahreszeiten durch eine hohe Zahl von Sturmtagen charakterisiert.

Vegetationskundlich stellt das Leithagebirge nach E. Hübl (1956) einen Vorposten des mitteleuropäischen Waldlandes im pannonischen Raum dar, mit einer Hauptbedeckung von Eichenhainbuchenwäldern. Die feuchteren und schattigeren Lagen der Nordhänge und Gräben gehören der unteren Buchenstufe an. An den warmen Rändern zieht sich ein Flaumeichengürtel hin, der an manchen Stellen menschlich bedingt durch Trockenrasen ersetzt wurde. Man sieht hier deutlich sowohl den Einfluß der humiden als auch der ariden Nachbargebiete. Ersterer ist durch die Buche gegeben, letzterer durch den Flaumeichengürtel bzw. durch die Trockenrasen. Die Standorte VII und VIII liegen im Bereich der Eichenhainbuchenwälder. In den Flaumeichengürtel gehört der Standort III und als noch viel xerothermerer Biotop, der Flaumeichenbuschwald bei Großhöflein (Standort IV). Die ebenfalls durch das aride Klima bedingten Trockenrasen finden sich auf

[1] Die das Leithagebirge betreffenden meteorologischen Daten teilte mir freundlicherweise Herr Dr. Friedrich (Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik in Wien) mit.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Standort I am Zeilerberg, auf den Hängen hinter der Kirche von Donnerskirchen, sowohl am Kristallin als auch auf dem Kalk und in den beiden Trockenrasen bei Großhöflein (Standorte Ia und Ib). Im Gegensatz zu den zuletzt erwähnten xerothermen Standorten gehört der stark vernäßte, aber zügiges Wasser aufweisende Standort VI zu den feuchtesten Biotopen des Untersuchungsgebietes. Er befindet sich in einem feuchten Graben des Leithagebirges.

Beschreibung der einzelnen Standorte.

Standort I: Zeilerberg S-Hang, 10—15° geneigt, ca. 260 m Seehöhe; wenig entwickelte, mullartige Rendsina auf Triaskalk, dieser stellenweise anstehend. Trockenrasen.

Profilbeschreibung:

A_0: 0,2—0 cm: Pflanzenhäcksel, z. T. in koprogenen Humus verwandelt.

A_1: 0—8/10 cm: stark humoser, anlehmiger Sand, undeutlich feinkrümelig, in trockenem Zustande stark staubend, gut durchwurzelt, Farbe 10 YR 2/1, vereinzelt Steine (Triaskalk) enthaltend, übergehend in

C_1: 8 cm und tiefer: Schuttablösungsschicht des weiter unten anstehenden, kompakten Triaskalkes.

Vegetationsaufnahme aufgenommen am 16. Mai 1958 zusammen mit Dr. E. HÜBL, ergänzt am 5. Oktober 1958:

Krautschicht: 80% deckend

Festuca ovina s. l.	3.2,	1.2
Cerastium cf. semidecandrum		1.1
Arenaria serpyllifolia	+	
Thlaspi perfoliatum	+	
Hutchinsia petraea	+	
Thesium linophyllon	+,	+
Pulsatilla vulgaris	1.2,	+
Dorycnium germanicum	2.2,	1.2
Sanguisorba minor	2.2,	1.2
Scorzonera austriaca	2.2,	1.2
Carex humilis	3.2,	3.2
Genista pilosa	1.3	
Globularia willkommii	+2,	+
Helianthemum canum	1.2,	+
Aster linosyris	1.1,	2.2
Poa badensis	+2,	+

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle für Standort I:

Horizont	p_H in KCl	Humus %	C/N-Verh.	$CaCO_3$ %	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R[1] %	Z[1] %	R + Z %	F s[1] %	G s[1] %	Hygr. H_2O %
A_1 2—6cm	6,2 bis 6,4	19,7	7	4,79	—	55,5	~100	11,1	16,5	27,6	56,4	16,0	11,81

Tabelle für Standort II:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z + R %	Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 0—2 cm	6,0 bis 6,4	0	15,7	14	41,0	48,9	84	22,55	42,95	20,4	41,82	15,23	9,47
A_1 2—6 cm	5,6 bis 6,0	0	8,1	13	32,0	38,0	84	22,55	42,95	20,4	41,82	15,23	7,79
A_2 10—14 cm	5,5 bis 6,0	0	4,99	—	25,1	31,5	80	21,95	45,05	23,1	39,57	15,38	6,34
A_2 40—44 cm	5,5 bis 6,1	0	3,8	—	26,1	25,6	100	23,7	47,45	23,75	37,6	15,55	6,09

[1] R = Rohton, Z = Schluff, Fs = Feinsand, Gs = Grobsand

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Trinia glauca	1.1,	+
Euphorbia gerardiana	+,	+
Ornithogalum comosum	+	
Iris pumila	+,	+
Teucrium montanum	+2,	1.1
Minuartia setacea	+	
Potentilla arenaria	+,	+
Galium verum	+,	+
Euphorbia cyparissias	+	
Fumana procumbens	+,	+
Sedum album	+	
Sedum boloniense		+
Thymus sp.	+,	+
Muscari racemosum	+	
Alyssum montanum	+,	+
Campanula sibirica		+
Anthyllis polyphylla		+
Tunica saxifraga		+2
Pimpinella saxifraga		+
Stipa capillata		+2
Asperula cynanchica		+
Cuscuta epithymum (abgestorben)		+

Moose 10% deckend:
Pleurochaete squarrosa
cf. *Trichostomum crispulum*

Flechten 10% deckend.

Standort II: Zeilerberg SO-Hang; Neigung 5°, Seehöhe ca. 260 m, kolluviale Lößbraunerde unter Laubmischwald.

Profilbeschreibung:

A_1: 0—10 cm: humoser, stark lehmiger Sand, feinkrümelig, ziemlich locker, intensiv durchwurzelt (ziemlich feine Wurzeln), Farbe 10YR 3/2.

A_2: 10—45 cm: humoser stark lehmiger Sand, ziemlich dicht, mittelgroße Krümel, deutliche Regenwurmstruktur, stark durchwurzelt, aber wesentlich weniger feine Wurzeln. Farbe 10YR 3/3—3/4.

A(B): 45—60 cm: stark sandiger, schwach humoser Lehm, dicht gelagert, undeutlich blockig, dazwischen Regenwurmkrümel, Farbe durch biologische Einmischung wechselnd, Durchschnitt: 10YR 3/3—3/4; ziemlich stark durchwurzelt.

B(D): 60 cm und tiefer: stark sandiger Lehm, nach unten zunehmende mehr oder weniger stark aufgemürbte Kalksteine enthaltend; ziemlich stark durchwurzelt.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. HÜBL am 16. Mai 1958, Ergänzung am 5. Oktober 1958:
Fläche: 800 m²
Baumschicht 95% deckend, 8—12 m hoch, Durchm. 20 bis 40 cm:

Quercus cerris	+
Fraxinus excelsior	1.1
Ulmus carpinifolia	+
Quercus pubescens	1.1
Acer campestre	3.3
Pirus piraster	1.1
Clematis vitalba	+

Strauchschicht 30% deckend, 50 cm—4 m hoch:

Fraxinus excelsior	2.3
Viburnum lantana	1.1
Ulmus carpinifolia	+
Ligustrum vulgare	1.1
Evonymus verrucosa	+
Evonymus europaea	+
Acer campestre	+
Crataegus oxyacantha	+
Cornus mas	+
Sorbus torminalis	+
Lonicera xylosteum	+
Corylus avellana	+
Clematis vitalba	+
Pirus piraster	+

Krautschicht 60% deckend, Hälfte fast kahl in anderer Deckung: 60%, 5—50 cm hoch:

Sorbus torminalis	+,	+
Evonymus verrucosa	+	
Ligustrum vulgare	+	
Fraxinus excelsior	+	1.3,
Geum urbanum	+	1.1,
Bromus asper	1.2	
Viola mirabilis	2.2,	+
Viola odorata. Bastard	2.2,	1.2
Fragaria vesca	+	
Dactylis aschersoniana	3.2,	1.2

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Evonymus europaea	+,	+
Fagopyrum dumentorum	+	
Galium aparine	+	
Polygonatum latifolium	+	
Viburnum lantana	+	
Melica nutans	+ 2,	+
Convallaria majalis	1.3	
Ranunculus ficaria (Reste)	+	
Rhamnus cathartica	+	
Acer campestre	+,	+
Crataegus monogyna	+	
Corydalis pumila (Reste)	+	
Lathyrus niger	+,	+
Carex michelii	1.3	
Primula officinalis	+	
Veronica chamaedrys	+	
Viola hirta	+	
Brachypodium silvaticum	+ 2,	2.2
Inula conyza	r	
Neottia nidus avis	+	
Polygonatum officinale	+	
Poa pratensis s. l.	+ 2	
Cytisus supinus	+ 0	
Berberis vulgaris	+	
Ulmus carpinifolia	+	
Festuca heterophylla	+ 2	
Carex muricata s. l.	+ 2	
Oryzopsis virescens	—,	+ 2
Lithospermum purpureocoeruleum	—,	1.3
Ajuga reptans	—,	+

Moose auf Baumstrünke beschränkt.

Standort III: Weißes Kreuz bei Großhöflein; 280 m Seehöhe; Neigung SW 5°. Terra fusca auf Leithakalk unter Flaumeichenbestand.

Profilbeschreibung:

A_{00} und A_0: 4—0 cm: im A_0 Moder.

A_1: 0—5 cm: schwach humoser, feinkrümeliger, sehr stark durchwurzelter, milder Lehm; Farbe 10YR 3/2.

(B): 5—13 (15) cm: humusfreier bis fast humusfreier, toniger Lehm, fein blockig, stark durchwurzelt, mit einzelnen

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle für Standort III:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 0—2 cm	5,9 bis 6,3	8,24	22,98	16	—	—	—	22,95	12,55	35,5	—	—	13,43
(B) 2—6 cm	5,5	0,2	5,7	—	—	56,4	—	36,75	18,55	55,3	34,33	7,67	11,35
(B)—C_1 10—14 cm	6,25 bis 6,5	13,64	4,1	—	—	49,2	~100	36,15	22,75	58,1	23,29	17,81	10,73

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Kalksteinen bis Hühnereigröße durchsetzt; Farbe 10YR 4/3—4/4.

C_1: 13 (15) cm und tiefer: detritärer Leithakalk.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. HÜBL am 15. Mai 1958, Ergänzung am 5. Oktober 1958:
Fläche: 600 m²
Baumschicht 95% deckend, Niederwald, Höhe 6—8 m, Durchmesser 5—20 cm:

Quercus pubescens	5.5
Fagus silvattica	+
Fraxinus ornus	+
Sorbus torminalis	+
Sorbus aria	1.1

Strauchschicht 25% deckend, 50 cm—3 m hoch:

Sorbus aria	+2
Sorbus torminalis	+2
Cornus sanguinea	2.2
Acer campestre	+2
Viburnum lantana	+2
Evonymus verrucosa	+2
Prunus avium	+
Corylus avellana	+2
Ligustrum vulgare	+
Berberis vulgaris	+
Cornus mas	+2
Quercus pubescens	+
Crataegus monogyna	+
Crataegus oxyacantha	+

Krautschicht 25—70% deckend, Höhe 5—50 (70) cm:

Sorbus torminalis	+	
Fraxinus ornus	+	
Prunus avium	+	
Crataegus monogyna	+,	+
Quercus pubescens	+	
Campanula glomerata	+	
Chrysanthemum corymbosum	1.1,	+
Salvia pratensis	+	
Euphorbia angulata	+,	+
Cytisus supinus	1.1	
Solidago virgaurea	+,	+
Cynanchum vincetoxicum	+,	+

Convallaria majalis	1.3,	+
Bupleurum falcatum	+,	+
Knautia drymeia	1.1,	+
Peucedanum cervaria	+,	+
Melampyrum nemorosum	1.3	
Crepis praemorsa	1.1.	+3
Serratula tinctoria	+,	1.1
Teucrium chamaedrys	+,	+
Asperula tinctoria	1.2	
Galium mollugo	+,	+
Anthericum ramosum	2.3,	+
Pulsatilla vulgaris	$+^0$	
Carex montana	1.2,	1.1
Brachypodium pinnatum	+2	
Festuca heterophylla	+2,	+
Viola hirta	+,	+
Polygonatum officinale	+,	R
Campanula glomerata	+	
Primula officinalis	+,	+
Euphorbia cyparissias	$+^0$	
Pimpinella saxifraga	$+^0$	$+^0$
Cytisus nigricans	+,	+
Genista pilosa	$+^0$	
Coronilla coronata	+,	+
Hierochloe australis	+2,	+
Betonica officinalis	+,	+
Hieracium bauhini	r	
Hieracium sabaudum	+	
Viburnum lantana	+,	+
Dictamnus albus	+,	+
Mercurialis ovata	+,	+
Prunus fruticosa	+	
Ligustrum vulgare	+	
Achillea millefolium s. l.	r	
Hieracium murorum	+	
Juniperus communis	+,	+
Genista tinctoria	+,	+
Campanula rapunculoides	+	
Cornus sanguinea	+	
Evonymus verrucosa	+	
Melica nutans	+,	+
Euphorbia polychroma	+	
Berberis vulgaris	+	

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Rhamnus cathartica	r,	+
(*Melandryum album*, offene Stelle)	+	
(*Leontodon incanus*, offene Stelle)	+	
Rosa sp.	—,	+
Buphthalmum salicifolium	—,	+
Acer campestre	—	+
Hieracium pilosella	—,	+
Hieracium umbellatum	—,	+
Centaurea scabiosa	—,	+
Scabiosa ochroleuca	—,	+
Arabis hirsuta	—,	+
Brachypodium pinnatum	—,	1.3
Viola collina	—,	+

Moosschicht:

Fissidens taxifolius

Standort IV: Am Hang des Leithagebirges zwischen Groß- und Kleinhöflein, näher Kleinhöflein gelegen; ca. 3° nach S geneigt; ca. 270 m Seehöhe. Mullartige Rendsina unter Flaumeichenbuschwald (lückiger Bestand).

Profilbeschreibung:

A_{00} und A_0: 2—0 cm: A_{00} Fallaub besonders von *Quercus*. A_0 ist eine ganz dünne Schicht von Moder.

A_1: 0—30 cm: stark humoser, sandiger Lehm mit starkem Grusbesatz bis Nußgröße, gut durchwurzelt, locker, gut krümelig; Farbe 10 YR 3/2—3/3.

AC: 30—40 cm: nach unten abnehmend humos und zunehmend steinig; Farbe 10 YR 3/3—4/3, mehr bei 4/3.

C: 40 cm bis tiefer: Kalksandstein.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. HÜBL am 15. Mai 1958, ergänzt am 5. Oktober 1958: Fläche 10 × 10 m:

Baumschicht 75% deckend, Höhe bis 3 m:

Quercus pubescens	5.5

Strauchschicht 10% deckend, Höhe 50 cm—2,5 m:

Viburnum lantana	1.1
Cornus sanguinea	+
Evonymus verrucosa	+
Corylus avellana	+

Tabelle für Standort IV:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 0—4 cm	6,3 bis 6,9	27,8	22,8	16	55,0	55,0	~100	9,8	23,7	31,65	—	—	11,01
A_1 2—6 cm	6,3 bis 7,0	32,9	15,8	14	47,6	47,6	~100	15,5	15,15	30,65	—	—	11,15
A_1 10—14 cm	6,5 bis 6,9	40,73	6,17	8	35,11	35,11	~100	17,45	16,6	34,05	15,32	50,83	7,76
A_1 20—24 cm	6,5 bis 6,9	41,12	5,1	—	27,74	27,74	~100	18,65	19,76	38,35	10,91	50,74	6,24
AC 30—34 cm	6,5 bis 6,9	48,64	3,74	—	28,09	28,09	~100	17,85	19,5	37,35	4,36	58,29	6,05

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Quercus pubescens	+	
Rhamnus saxatilis	+	

Krautschicht 80—70% deckend, 5—30 cm hoch:

Onobrychis arenaria	+,	+
Salvia pratensis	+,	+
Peucedanum cervaria	+,	+
Centaurea scabiosa	1.1,	1.1
Convallaria majalis	4.3,	1.1
Hieracium pilosella	+3,	1.1
Teucrium chamaedrys	+,	1.1
Cytisus supinus	1.3,	1.2
Melampyrum cristatum	1.2,	+
Pulsatilla vulgaris	1.2,	+
Coronilla coronata	+2,	1.2
Carex humilis	2.2,	2.2
Anthericum ramosum	+,	+
Medicago falcata	+,	1.1
Cuscuta epithymum	+2,	+
Bupleurum falcatum	+,	+
Polygonatum officinale	1.1	+
Dictamnus albus	+	+
Helianthemum ovatum	+	
Inula hirta	2.3,	+
Pimpinella saxifraga	+	
Euphorbia angulata	+,	+
Globularia willkommii	+	
Jurinea mollis	+	
Mercurialis ovata	1.1,	+
Campanula glomerata	1.1,	+
Verbascum austriacum	+	
Brachypodium pinnatum	3.2,	2.2
Hieracium bauhini	+	
Potentilla arenaria	+	
Asperula glauca	+	
Festuca ovina s. l.	1.2,	1.2
Thymus sp.	+	+
Cynanchum vincetoxicum	+	
Chrysanthemum corymbosum	+	
Knautia drymeia	+,	+
Betonica officinalis	+	
Geranium sanguineum	+	
Cytisus nigricans	+,	+
Solidago virgaurea	+,	+

Euphorbia cyparissias	+,	+
Silene nutans	+	
Allium montanum	+,	+
Erysimum canescens	+,	+
Hierochloe australis	+	
Libanotis montana	+,	+
Viola hirta	—,	+
Dorycnium germanicum	—,	+
Primula officinalis	—	+
Lithospermum purpureocoeruleum	—,	+
Viola collina	—,	+
Asperula cynanchica	—,	+
Epipactis rubiginosa	—,	+
Linum tenuifolium	—,	+
Scabiosa ochroleuca	—,	+

Standort V: Hutweide auf Hügel oberhalb der Kirche von Donnerskirchen; Mullartiger Xeroranker unter Trockenrasen.

Profilbeschreibung:

A_1: 0—10 cm: anlehmiger feiner Sand, stark glimmerig, schwach steinig, humos, stark durchwurzelt; Farbe 10 YR 2/2.

A_2: 10—20 cm: sehr stark steiniger, humoser, anlehmiger Sand, enthält Tonscherben und gerundete Quarze, gut durchwurzelt.

A_3: 20—35 cm: wieder etwas schwächer steiniger humoser, anlehmiger Sand, gut durchwurzelt, ohne Kulturreste; Farbe 10 YR 2/2.

AC: 35—40 cm: schwach humos, nach unten rasch heller werdend.

C: ab 40 cm: Schuttablösungsschicht, verwitterter Glimmerschiefer.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. Hübl am 6. Juli 1958:
Fläche: 2 m^2

Krautschicht: Deckung 100%:

Poa angustifolia	4.4
Festuca ovina s. l.	1.2
Potentilla arenaria	+
Plantago media	+
Tunica saxifraga	1.2

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle für Standort V

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 2—6 cm	5,5 bis 6,0	0	11,12	8	27,95	46,31	60	11,2	21,65	32,85	44,25	22,9	6,54
A_2 10—14 cm	5,5 bis 6,0	0	6,25	9	24,2	44,03		10,45	23,9	34,35	40,38	25,27	5,05
A_3 20—24 cm	5,5 bis 6,0	0	2,73	—	19,38	34,96	54	16,45	20,5	36,95	38,75	24,3	4,6

Tabelle für Standort VI:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
AG 2—6 cm	6,5 bis 7,0	9,35	16,31	14	52,33	52,33	~ 100	22,25	29,6	51,85	32,86	13,0	12,69
GR 20—24 cm	6,5 bis 7,0	6,71	3,04	—	24,99	24,99	~ 100	14,55	28,9	43,45	43,01	13,54	5,42

Erodium cicutarium	2.2
Achillea collina	2.2
Trifolium striatum	1.2
Lotus corniculatus	1.2
Taraxacum laevigatum	+
Convolvolus arvensis	1.1
Medicago lupulina	1.3
Thymus sp.	1.2
Plantago lanceolata	1.1
Trifolium repens	2.2
Sedum acre	+
Potentilla argentea	+
Eryngium campestre	+
Galium verum	+
Coronilla varia	+
Hieracium pilosella	+
Geranium pyrenaicum	+
Berteroa incana	+

Standort VI: Graben neben der Straße Hof—Donnerskirchen nahe Donnerskirchen. Anmoor unter Erlen — Eichenbestand an kleinem Bach.

Profilbeschreibung:

AG: 0—20 cm: Humushorizont; Farbe 2,5Y 3/2.

GR: 25 cm und tiefer: Reduktionshorizont; Farbe 2,5Y 4/2.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. Hübl am 6. Juli 1958:

Fläche 50 m²:

Baumschicht 90% deckend:

Alnus glutinosa
Fraxinus excelsior

Strauchschicht 20% deckend, hauptsächlich Ausschlag:

Fraxinus excelsior	1.2
Cornus sanguinea	+
Rhamnus cathartica	+
Evonymus europaea	+

Krautschicht 90% deckend, bis 1 m hoch:

Caltha palustris	5.5
Lysimachia vulgaris	1.2
Solanum dulcamara	1.2

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Ranunculus repens	2.3
Equisetum palustre	2.2
Asarum europaeum	1.3
Aegopodium podagraria	1.1
Angelica silvestris	1.1
Cirsium oleraceum	+
Eupatorium cannabinum	1.2
Paris quadrifolia	+
Brachypodium silvaticum	+2
Galeobdolon luteum	+
Knautia drymeia	+
Ligustrum vulgare	+
Carex remota	1.2
Hedera helix	+3
Scrophularia alata	+
Scirpus silvaticus	1.2
Cardamine amara	+

Moosschicht 5% deckend:
Mnium rostratum
Eurhynchium cf. *rusciforme*

Standort VII: SO-Hang, ca. 5° geneigt, nahe der Warte auf der Kaisereiche; Flugstaubboden über alter Verwitterungsdecke auf Kristallin unter Niederwald.

Profilbeschreibung:

A_{00} und A_0: 3—0 cm: Fallaub von *Carpinus*, *Acer*, *Quercus* und *Fagus;* dünne Moderschicht aus mehr oder weniger zersetztem Material der genannten Laubarten.

A_1: 0—10 cm: lehmiger Feinsand, schluffig, glimmerig, mäßig humos, feinkrümelig; Farbe 10YR 3/1—4/1.

(B): 10—30 cm: allmählich übergehend in stark schluffigen Feinsand, glimmerig, leichter Besatz mit Grand und Steinen (Glimmerschiefer), noch gut durchwurzelt, ziemlich dicht lagernd, stellenweise schwach krümelnd; Farbe 10YR 5/2—5/3.

D_1: 30—40 cm: stark schluffiger Lehm, sehr stark steinig, Steine bis Handtellergröße (eckige Quarze), alte Verwitterungsdecke, schwacher Grusbesatz, dicht gelagert, nur noch schwach durchwurzelt.

D_2: ab 40 cm: schluffiger Lehm, stark glimmerig, stark grusig, Glimmerschieferstückchen enthaltend, dicht gelagert, nur

Tabelle für Standort VII:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 0—4 cm	5,5 bis 6,3	0,06	9,48	15	16,15	41,51	38	17,8	23,95	41,75	42,67	15,58	7,67
A_1 2—6 cm	5,2 bis 6,0	0,01	5,57	12	8,12	34,36	23	16,65	23,9	40,55	42,23	17,33	6,11
(B) 10—14 cm	5,0 bis 5,6	0	1,81	—	5,18	25,72	20	18,1	24,05	42,15	40,31	17,53	4,7
D_1 30—34 cm	4,9 bis 5,5	0	0,87	—	3,23	13,79	23	17,95	23,65	41,6	36,2	22,2	3,99

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

noch schwach durchwurzelt, verwitterungsfleckig; Farbe wie bei D_1: 10 YR 5/3—5/4.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. HÜBL am 6. Juli 1958:
Fläche 300 m²:

Baumschicht 100% deckend:

Populus tremula	1.1
Carpinus betulus	5.5
Fagus silvatica	+
Acer pseudoplatanus	+
Acer campestre	+

Krautschicht 20% deckend:

Asperula odorata	2.3
Carex pilosa	2.3
Sanicula europaea	+
Dentaria bulbifera	1.1
Crataegus oxyacantha	+
Galeobdolon luteum	1.2
Lathyrus vernus	1.1
Evonymus europaea	+
Heracleum sphondylium	+
Convallaria majalis	+
Asarum europaeum	+2
Viola silvestris	1.1
Pulmonaria officinalis	1.1
Polygonatum multiflorum	+
Stellaria holostea	+
Actaea spicata	+
Acer pseudoplatanus	+
Symphitum tuberosum	+
Campanula trachelium	+
Viola alba	+
Acer campestre (Kmlg.)	+
Milium effusum	+2
Lilium martagon	+
Melica nutans	+
Ajuga reptans	+
Pimpinella major	+
Geum urbanum	+
Prunus avium	+
Neottia nidus avis	+

Corydalis cf. cava	+
Ranunculus ficaria	+
Adoxa moschatellina	+

Moosschicht:

Eurhynchium cf. *Swartzii* var. *abbreviatum*

Standort VIII: am Weg zur Kaisereiche, nahe der Straße Hof—Donnerskirchen; eben bis ganz flache Mulde. Pseudogley aus Flugstaubboden über Kristallinverwitterung unter Niederwald.

Profilbeschreibung:

A_{00} und A_0: 2—0 cm: Fallaub von *Carpinus*, *Quercus*, *Populus tremula* etc.

A_1 0—10 cm: humoser, lehmiger Sand, gut krümelnd, sehr stark durchwurzelt, aber ziemlich dicht; Farbe $2^1/_2$Y 4/2—5/2. Ziemlich rasch übergehend in

P_1 10—35 cm: sehr stark anlehmiger und schluffiger Feinsand, undeutlich blockig, leicht gleyfleckig, ziemlich dicht, noch gut durchwurzelt; Mischfarbe $2^1/_2$Y 5/2—5/3; einzelne angerundete, gerötete Quarze enthaltend.

P_2: 35—55 cm: stark gleyfleckiger, zahlreiche etwa erbsengroße Konkretionen enthaltender, anlehmiger, stark schluffiger Sand, dicht lagernd, nur noch schwach durchwurzelt. Helle Grundfarbe $2^1/_2$Y 5/2—6/2, Konkretionen bis 5YR 2/2, daneben ockerfarbene Flecken (unscharf begrenzt), sehr viele angerundete, gerötete Quarze.

Steinpflaster: 55—60 cm: vorwiegend Quarze, vereinzelt Kristallin in sandigem Lehm, der stark schluffig und glimmerig ist.

60 cm und tiefer: Kristallinverwitterung; verwitterungsfleckig, nach unten zunehmend plastisch.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. Hübl am 6. Juli 1958:

Fläche 100 m²:

Baumschicht:

Carpinus betulus	5.5
Populus tremula	+
Salix caprea	+
Acer campestre	+

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle für Standort VIII:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 0—4 cm	5,0 bis 6,1	0	7,77	14	11,36	25,65	42	19,25	32,0	51,25	37,65	9,81	7,45
A_1 2—6 cm	4,8 bis 5,25	0,17	5,27	13	7,22	23,2	31	20,4	31,1	51,50	39,79	8,71	6,08
P_1 10—14 cm	4,9 bis 5,25	0,25	1,36	—	5,15	17,87	28	18,85	31,85	50,6	35,63	12,62	4,58
P_1 30—34 cm	4,75 bis 5,0	0	0,66	—	2,88	16,09	17	17,45	30,45	47,9	35,53	16,57	4,45

Crataegus oxyacantha	+
Fraxinus excelsior	+
Quercus petraea	+

Krautschicht 10% deckend:

Evonymus europaea	+
Rubus sp.	+
Fragaria vesca	+
Asperula odorata	+
Ranunculus auricomus	+
Veronica chamaedrys	+
Lysimachia nummularia	+
Chrysanthemum corymbosum	r^0
Stellaria holostea	+
Viola silvestris	1.1
Carex pilosa	1.3
Ajuga reptans	+
Milium effusum	1.2
Fraxinus excelsior (Kmlg.)	+
Convallaria majalis	+
Viburnum opulus (Kmlg.)	+
Oxalis acetosella	+2
Deschampsia caespitosa	+
Festuca heterophylla	+
Quercus petraea	+
Hieracium vulgatum	+
Dactylis glomerata	+

Moosschicht 5—10% deckend:

Mnium undulatum
Eurhynchium striatum
Mnium rostratum
cf. *Brachythecium salebrosum*
Cirriphyllum piliferum

Standort Ia: am Weg von Großhöflein zum Weißen Kreuz nahe bei diesem; Neigung: 10^0 gegen W; 280 m Seehöhe; Protorendsina unter Trockenrasen.

Profilbeschreibung:

A_1: 0—4/6 cm: humoser, anlehmiger Sand, in trockenem Zustand stark staubend; Farbe 10YR 3/2.

C: anstehender Leithakalk.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr E. HÜBL am 15. Mai 1958, ergänzt am 5. Oktober 1958:

Fläche: 70 × 200 cm:

Krautschicht 80—95% deckend:

Art	Mai	Oktober
Pulsatilla vulgaris	2.1,	1.2
Leontodon incanus	2.1,	+
Helianthemum canum	2.3,	1.2
Globularia cordifolia	2.3,	2.3
Genista pilosa	+,	1.1
Fumana procumbens	1.1	
Seseli hypomarathrum	+,	1.1
Cynanchum vincetoxicum	R,	+
Campanula sibirica	+	
Euphorbia gerardiana	+,	+2
Carex humilis	3.2,	2.2
Teucrium montanum	+2,	2
Thymus sp.	+2,	2
Sanguisorba minor	+,	1.2
Prunella grandiflora	+2,	2.2
Dorycnium germanicum	+,	1.2
Anthericum ramosum	+	
Scabiosa ochroleuca	+	
Festuca ovina s. l.	+2,	2.2
Adonis vernalis	R,	+
Polygala major	R,	+
Brachypodium pinnatum	+3,	1.2
Centaurea scabiosa	+	
Salvia pratensis	+,	+
Viola cf. *collina*	—,	+
Quercus pubescens (Kmlg.)	—,	+
Viola rupestris	—,	+
Thesium linophyllon	—,	1.1
Pimpinella saxifraga	—,	+
Leontodon hispidus	—,	+
Bupleurum falcatum	—.	+
Aster linosyris	—,	+
Helianthemum ovatum	—,	+
Linum tenuifolium	—,	+
Orobanche gracilis	—,	+
Centaurea jacea	—,	+
Onobrychis arenaria	—,	+
Asperula cynanchica	—,	+

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle für Standort Ia:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 0—4 cm	6,3 bis 6,9	63,95	9,65	12	39,03	39,03	~ 100	9,85	15,1	24,95	39,51	35,54	—

Tabelle für Standort Ib:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 2—6 cm	6,85	19,01	10,01	14	49,4	49,4	~ 100	18,25	23,15	41,4	37,84	20,76	—

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Briza media	—, +
Potentilla arenaria	—, 1.2
Carlina vulgaris	—, +

Flechten 10% deckend:

Moosschicht:

Pleurochaete squarrosa
cf. *Weisia microstoma*

Standort Ib: am Weg von Großhöflein zum Weißen Kreuz, südlich von diesem; schwache Neigung gegen SO. Mischboden aus Rendsina- und Terra fusca-Material auf kalkigem Tertiär unter Trockenrasen.

Profilbeschreibung:

A_1: 0—20/25 cm: humoser, lehmiger Sand, gut krümelnd, stark durchwurzelt. Farbe 10YR 3/2—3/3.

Darunter: anstehender Leithakalk.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. HÜBL am 5. Oktober 1958:
Fläche 10 m²:
Deckung 100%:

Pulsatilla vulgaris	+
Adonis vernalis	1.1
Teucrium chamaedrys	1.1
Euphorbia cyparissias	1.1
Teucrium montanum	1.1
Sanguisorba minor	1.1
Knautia arvensis	+
Seseli annuum	1.1
Dorycnium germanicum	1.2
Asperula cynanchica	1.1
Leontodon hispidus	1.1
Euphorbia gerardiana	+
Genista pilosa	+
Linum tenuifolium	+
Pimpinelle saxifraga	+
Viola rupestris	1.1
Festuca ovina s. l.	1.2
Brachypodium pinnatum	+3
Melica ciliata	+
Thymus sp.	+

Helianthemum canum	+
Achillea collina	+
Thesium linophyllon	+
Quercus pubescens	+
Hieracium pilosella	+
Bupleurum falcatum	+
Globularia cordifolia	+
Globularia willkommii	1.1
Campanula glomerata	+
Plantago lanceolata	+
Orobanche gracilis	+
Carlina vulgaris	+
Crataegus monogyna	+
Jurinea mollis	+
Reseda lutea	+
Anthyllis vulneraria s. l.	+
Centaurea jacea	+
Campanula sibirica	+
Scabiosa ochroleuca	+
Eryngium campestre	+

Standort Ic: Hang oberhalb der Kirche von Donnerskirchen. Neigung ca. 20° nach SW. Rendsina auf Leithakalk unter Trockenrasen.

Profilbeschreibung:

A_1: 0—10 cm: humoser, anlehmiger Sand, gut durchwurzelt, vereinzelt kleine Kalksteinchen enthaltend; Farbe 10YR 2/2—3/2.

Darunter: Kalkschotter, vereinzelt auch kristalline Gesteinskörner.

Vegetationsaufnahme aufgenommen zusammen mit Dr. E. Hübl am 25. Oktober 1958:

Deckung 100%:

Teucrium montanum
Helianthemum canum
Potentilla arenaria
Teucrium chamaedrys
Sanguisorba minor
Euphorbia cyparissias
Globularia willkommii

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle für Standort Ic:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 2—6 cm	7,0	19,39	10,55	11	39,8	39,8	100	8,5	21,0	29,5	48,13	22,37	—

Tabelle für Standort IX:

Horizont	p_H in KCl	$CaCO_3$ %	Humus %	C/N-Verh.	S-Wert mval/100 g Boden	T-Wert mval/100 g Boden	V-Wert %	R %	Z %	R + Z %	F s %	G s %	Hygr. H_2O %
A_1 2—6 cm	5,5 bis 4,5	0	18,10	15	17,08	38,68	44	12,55	18,7	31,25	42,82	25,93	9,05
(B) 10—14 cm	4,5 bis 3,5	0	5,17	—	0,62	20,47	33	14,85	21,65	36,5	33,55	29,95	4,39

Thymus sp.
Pulsatilla vulgaris
Festuca ovina s. l.
Hieracium pilosella
Muscari tenuiflorum
Dorycnium germanicum
Medicago falcata
Silene odites
Astragalus onobrychis
Campanula sibirica
Thesium linophyllon
Brachypodium pinnatum
Viola rupestris
Asperula cynanchica
Poa bulbosa
Galium verum
Fumana procumbens
Stipa capillata
Helictotrichum pubescens

Standort IX: Höhe nördlich des Angergrabens bei Purbach; wenig entwickelte Braunerde unter Wald.

Profilbeschreibung:

$A_0 + A_{00}$: 5—0 cm: Fallaub und Moder.

A_1: 0—10 cm: humoser, schwach lehmiger Feinsand, locker, undeutlich feinkrümelig, sehr stark durchwurzelt, puffig. Farbe 10YR 3/1—3/2.

(B): 10—50 cm: rasch in diesen übergehend; lehmiger Sand, dicht gelagert, wesentlich schwächer durchwurzelt, ziemlich stark grusig, schwach steinig. Farbe 10YR 4/2—4/3 (mehr bei 4/3).

III. Witterungscharakter in der Untersuchungsperiode

Da die Witterung auf die Entwicklung der Mikroflora einen großen Einfluß ausübt, können die Ergebnisse meiner Untersuchungen nur unter Berücksichtigung des Witterungsverlaufes während des Untersuchungszeitraumes richtig beurteilt werden. Es ist deshalb notwendig, die Witterungsverhältnisse im Leithagebirge während der Jahre 1957 und 1958 kurz zu schildern. Die nachfolgend mitgeteilten meteorologischen Daten erhielt ich von der Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik, Hohe Warte in Wien.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Das Jahr 1957 zeigte einen sehr wechselhaften Witterungsverlauf. Die Monate Jänner bis März waren überdurchschnittlich warm, im April bis Mai war es dagegen zu kühl. Der Mittelwert der zweiten Aprildekade lag z. B. um 2—3° C unter dem langjährigen Normalwert, der Mittelwert der ersten Maidekade um 5—6° C unter dem Normalwert. Dieser Temperaturrückgang wirkte überall hemmend auf die Organismenentwicklung. Die zweite Maidekade war wiederum zu trocken und deshalb für die Entfaltung des Lebens ungünstig. Im Juni setzte eine Wärmewelle ein, die in der extremen Hitzeperiode in der ersten Julidekade ihren Höhepunkt fand. Das Temperaturmaximum stieg gebietsweise über 39° C. Die Hitzeperiode vom 28. Juni bis 8. Juli und die geringen Niederschlagsmengen während dieser Zeit riefen überall Dürreschäden hervor. Darauf folgte eine kühle und niederschlagsreiche Periode. Im August und September war es ebenfalls relativ kühl und niederschlagsreich. Im Oktober und weniger ausgeprägt im November und Dezember war es dagegen wieder zu trocken.

Im Jahre 1958 herrschten folgende Witterungsverhältnisse: Der Februar war überdurchschnittlich warm und niederschlagsarm, der März hingegen ein ausgesprochener Wintermonat, die Temperaturen lagen 5—4° C unter dem Normalwert. Auch der April war zu kalt und niederschlagsarm, der Mai ebenfalls niederschlagsarm, aber sehr warm. Es war der wärmste Mai seit langem; am 11., 21. und 27. stiegen die Temperaturen über 30° C an. Im Juni war es zu feucht und kühl, im Juli und August wiederum zu trocken. Anfang August herrschte eine Hitzeperiode. Der Herbst war relativ schön aber trotzdem ziemlich feucht.

Der Verlauf der maximalen Temperaturwerte, der Niederschläge und der relativen Luftfeuchtigkeit in Eisenstadt während beider Jahre ist in Abb. 1 graphisch dargestellt.

IV. Untersuchungsmethodik

1. Probenentnahme:

Die Erdproben werden in vorher eine Stunde lang bei 160° C sterilisierten Kubienarähmchen (Größe: 8 × 6 × 4 cm) entnommen. Die Entnahme der Bodenproben erfolgt möglichst steril und in möglichst ungestörter Lagerung. Wenn es der Profilaufbau erlaubt, werden die Proben aus folgenden Schichttiefen, gemessen von der Oberfläche der Streuschicht, entnommen: aus 0—4 cm (die oberste Streu- und Vermoderungsschicht mitgerechnet), 2—6 cm (hier wird diese Streuschicht entfernt), 10—14 cm, 20—24 cm und 30 bis 34 cm. Die Rähmchen werden gut verpackt und im Laboratorium

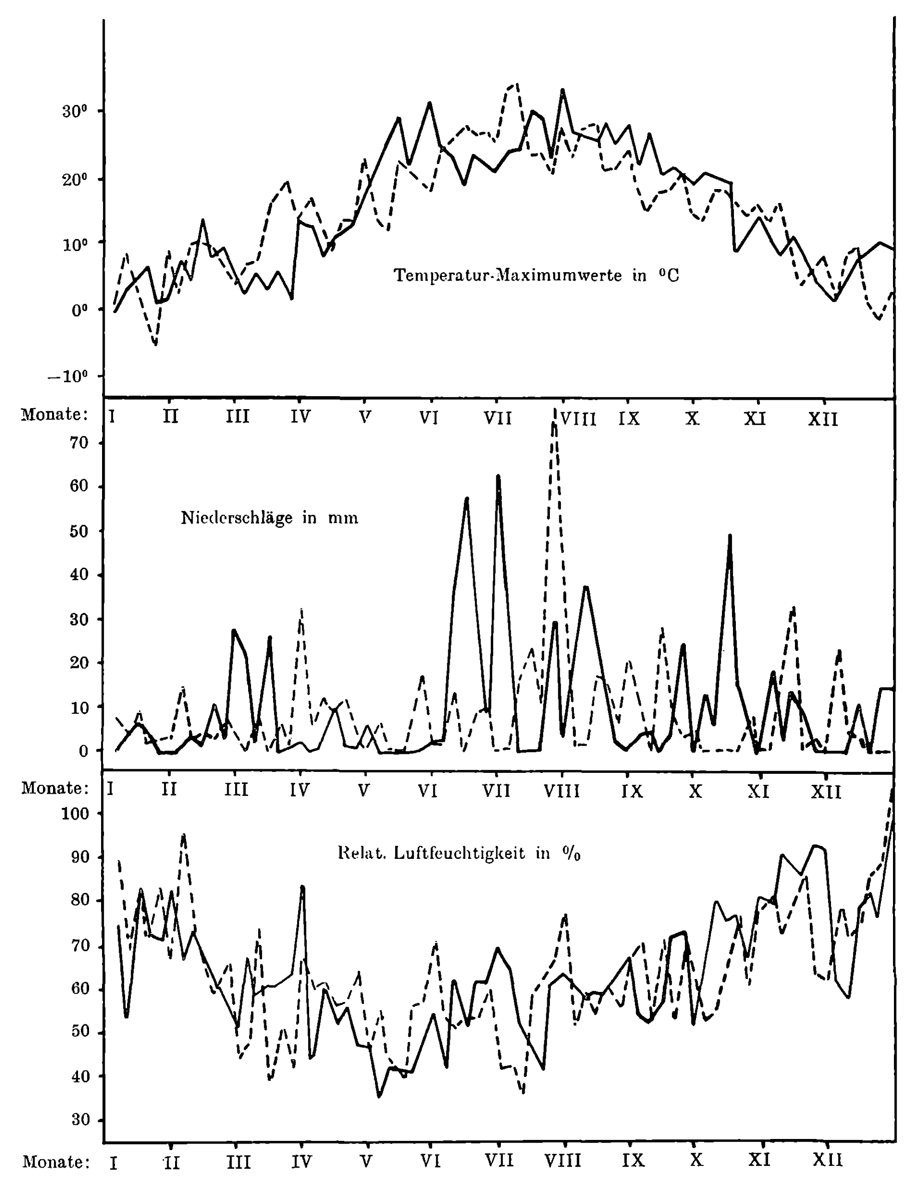


Abb. 1. Verlauf der Temperatur-Maximumwerte in °C, der Niederschläge in mm und der relat. Luftfeuchtigkeit in % von Eisenstadt in den Jahren 1957 (ausgezogene Linie) und 1958 (unterbrochene Linie).

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

bis zur Verarbeitung in einem kühlen, dunklen Raum aufbewahrt. Bei jeder Probenentnahme werden außerdem aus allen untersuchten Bodentiefen Erdproben zur Bestimmung des aktuellen Wassergehaltes und des p_H-Wertes in gut verschlossenen Nylonsäckchen mitgenommen. Um die Proben mikrobiologisch miteinander vergleichen zu können, wird darauf geachtet, daß die Entnahme an allen Standorten unter möglichst ähnlichen Witterungsbedingungen erfolgt. Nur so kann die unkontrollierbare Wirkung verschiedener Witterungseinflüsse weitgehend ausgeschaltet werden.

2. Mikrobiologische Untersuchung der Proben:

a) Nährböden:

Zur Anreicherung und Isolierung der Mikroben dienten folgende Nährsubstrate:

Erdextraktager v. N. Wiltgen u. Ch. Bonnier (1952): auf 1000 cm³ Leitungswasser wird $^1/_2$ kg neutrale und humusreiche Erde (am besten Mistbeeterde) eingewogen. Die so hergestellte Mischung wird im Autoklaven bei 1,5 atü gekocht, darauf dekantiert, mit dest. Wasser 1:1 verdünnt und nocheinmal im Autoklaven sterilisiert. Auf 1000 cm³ dieses Erdextraktes kommen: 1 g $NaNO_3$, 1 g K_2HPO_4, 10 g Glukose und 20 g Agar. Die so erhaltene Lösung wird nun noch einmal bei 1,5 atü sterilisiert.

Czapek's Agar (bes. für *Penicillium*) v. K. B. Raper (1949): auf 1000 cm³ dest. Wasser kommen: 3 g $NaNO_3$, 1 g K_2HPO_4, 0,5 g $MgSO_4 \cdot 7H_2O$, 0,5 g KCl, 0,01 g $FeSO_4 \cdot 7H_2O$, 30 g Saccharose und 20 g Agar. Die Lösung wird darauf bei 1,5 atü sterilisiert.

Krainsky-Agar v. A. Krainsky (1914): auf 1000 cm³ dest. Wasser werden folgende Reagenzien eingewogen: 10 g Dextrose, 0,5 g Asparagin, 0,5 g K_2HPO_4 und 20 g Agar. Die Lösung wird bei 1,5 atü sterilisiert.

Liebig-Bouillon (Fleischextraktagar f. anaerobe Bakterien verwendet) (A. Janke, 1928 u. F. Löhnis, 1920): auf 1000 cm³ Leitungswasser werden folgende Reagenzien eingewogen: 10 g Fleischextrakt oder Maggi, 10 g Pepton, 3 g NaCl (verwendet man Maggi, so kann dieses wegfallen) und 2 g K_2HPO_4.

Der Extrakt bzw. das Maggi wird mit dem Leitungswasser 15 Minuten gekocht, dann fügt man alle übrigen Reagenzien

dazu, kocht wieder 20 Minuten, neutralisiert die Lösung, kocht nochmals 30 Minuten, filtriert zur Entfernung des Fettes, fügt 20 g Agar hinzu und sterilisiert die erhaltene Nährlösung bei 1,5 atü.

Nährlösung für Zellulosezersetzer nach G. ITERSON (1904): zu 1000 cm³ Leitungswasser werden folgende Reagenzien gefügt: 1 g $NaNO_3$, 1 g K_2HPO_4, 0,5 g $MgSO_4 \cdot 7 H_2O$, 0,02 g NaCl und eine Spur $ZnSO_4$. Die Lösung wird darauf im Autoklaven sterilisiert.

Nährlösung für Denitrifikanten (siehe A. JANKE, 1928 und F. LÖHNIS, 1920): auf 1000 cm³ dest. Wasser kommen: 2 g $NaNO_3$, 2 g K_2HPO_4, 2 g $MgSO_4 \cdot 7 H_2O$, 5 g Na-Citrat, 0,2 g $CaCl_2$ und eine Spur $FeCl_3$. Die so erhaltene Lösung wird im Autoklaven sterilisiert.

Nährlösung für Azotobacter (siehe A. JANKE, 1928 und F. LÖHNIS, 1920): auf 1000 cm³ Leitungswasser kommen: 20 g Mannit. 1 g K_2HPO_4 und 0,2 g $MgSO_4 \cdot 7 H_2O$. Die Lösung wird bei 1,5 atü sterilisiert.

b) Verarbeitung der gesammelten Bodenproben:

Die Erdproben werden, wenn möglich, schon am Tag nach der Probenentnahme auf Agarplatten überimpft und die Kulturen der verschiedenen physiologischen Gruppen angesetzt. Alle Geräte müssen vor dem Gebrauch gut sterilisiert werden. Zur Herstellung der einzelnen Verdünnungen wird aus der Mitte des Kubienarahmens in eine mit einem Gummistöpsel versehene Eprouvette 1 g der Erdprobe möglichst steril eingewogen, mit 20 cm³ sterilisiertem Wasser versetzt und eine Stunde auf einer Schüttelmaschine gut durchmischt. 0,2 cm³ dieser Suspension entsprechen einer Verdünnung von 1:100. Bringt man mit einer Pipette 1,11 cm³ davon in 10 cm³ sterilisiertes Wasser, so erhält man eine Suspension, die in 0,2 cm³ $^1/_{1000}$ der ursprünglich eingewogenen Erdmenge enthält. 1,11 cm³ davon zu 10 cm³ sterilisierten Wassers gefügt, ergeben eine Lösung, die in 0,2 cm³ $^1/_{10.000}$ g in 0,1 cm³ $^1/_{50.000}$ g Boden enthält usw. Vor jeder Überimpfung muß die entsprechende Suspension gut durchgeschüttelt werden. Von den so erhaltenen Suspensionen werden nun 0,2 cm³ in Eprouvetten, die den entsprechenden flüssigen, bei 1,5 atü sterilisierten Nährboden enthalten, überimpft, diese dann rasch in bei 160°C sterilisierte Petrischalen entleert und der Agar, bevor er erstarrt ist, durch vorsichtiges Schwenken gleichmäßig auf dieselben verteilt. Pro Erdprobe wurden

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

von den einzelnen Nährböden folgende Verdünnungen angesetzt: von der Verdünnung 1:1000 2 Platten mit Erdextraktagar, 2 mit CZAPEK-Agar und eine Platte mit KRAINSKY-Agar; von der Verdünnung 1:10.000 2 Platten mit Erdextraktagar. Diese Platten dienen zur Kultivierung der aeroben Bakterien und der Pilze. Sie werden nach Erstarren des Agars bei 25^{0}C im Thermostaten aufgestellt. Der Keimgehalt der einzelnen Proben an aeroben Bakterien wird nach der klassischen Plattenmethode ermittelt, wobei die Platten mit Erdextraktagar beider Verdünnungen 3 bis 4 Tage nach der Überimpfung ausgezählt werden. Die Bakterienzahlen auf CZAPEK-Agar sind übrigens von denen auf Erdextraktagar erhaltenen Werten nicht sehr verschieden. Die in den Tabellen angegebenen Keimzahlen stellen das Mittel der aus den vier Platten erhaltenen Einzelwerte dar. Die Pilze werden meist 5—6 Tage nach der Überimpfung ebenfalls auf Erdextraktagar ausgezählt. Hierbei kann nur die Verdünnung 1:1000 verwendet werden, da die Zahlenwerte der nächsthöheren Verdünnung 1:10.000 wegen des für Pilze schon zu hohen Verdünnungsgrades meist zu unverläßlich sind. In den Tabellen sind wiederum die Mittelwerte aus den einzelnen Platten angegeben.

Die anaeroben Bakterien wurden in sogenannten BURRI-Röhrchen auf LIEBIG-Bouillon als Nährboden angesetzt. Dabei verfährt man folgendermaßen: Die Bouillon wird in Eprouvetten abgefüllt, bei 1,5 atü sterilisiert, mit einer Suspension der Verdünnung 1:1000 beimpft und darauf rasch in die Burriröhrchen umgefüllt. Diese stellen an beiden Enden offene Röhrchen dar, die mit Gummistöpseln verschlossen werden. Ist der eingefüllte Agar erstarrt, so stopft man ca. 2 cm dick sterilisierte Watte dicht über dem Agar in die Röhrchen, dann gießt man etwas Pyrogallol sowie $^1/_2$ cm^3 4n—NaOH darüber und verschließt das Röhrchen luftdicht mit einem Gummistöpsel. Das Pyrogallol bindet in alkalischer Lösung sämtlichen eventuell trotzdem in die Röhrchen dringenden Sauerstoff. Von jeder Probe werden zwei Röhrchen angesetzt. Etwa 14 Tage nach der Überimpfung können die anaeroben Bakterienkolonien ausgezählt werden. Der Agar wird dabei vorsichtig aus dem Röhrchen gestoßen, in etwa 2 mm dicke Scheiben aufgeschnitten und die Kolonien in den einzelnen Scheiben gezählt.

Zur Isolierung der aeroben und anaeroben Zellulosezersetzer diente folgende von G. ITERSON stammende etwas modifizierte Methode: 1 g der Bodenprobe wird möglichst steril in eine bei 1,5 atü sterilisierte Eprouvette eingewogen, mit etwas steriler Nährlösung versetzt, und auf der Schüttelmaschine eine Stunde lang geschüttelt. In bei 160^{0}C sterilisierte Erlenmeyer-

kolben, deren Boden mit einem entsprechend großen Filtrierpapier ausgelegt ist, wird die geschüttelte Suspension entleert und mit sterilisierter Nährlösung nachgespült. Die Kolben, die zur Anreicherung der aeroben Zellulosezersetzer dienen, und in denen die Nährlösung nur etwa 1 cm hoch über dem Filtrierpapier stehen soll, werden mit einem sterilen Wattepfropfen verschlossen und bei 25° C bebrütet. Zur Anreicherung der anaeroben Zellulosezersetzer wird genau so verfahren wie mit den aeroben, nur werden die Kolben fast ganz mit Nährlösung gefüllt und mit einem Gummistöpsel verschlossen, der mit einem zweimal rechtwinklig gebogenen Rohr versehen wird. Das zweite Ende des Rohres taucht in ein mit Wasser gefülltes Gefäß, so daß keine Luft durch das Rohr eindringen kann, die Gase aber, die von den zellulosezersetzenden Bakterien gebildet werden, ungehindert abziehen können. Die Kölbchen werden dann bei 25° C aufgestellt. Die aeroben Zellulosezersetzer können meist schon 2—3 Wochen nach der Überimpfung ausgezählt werden, die anaeroben erst nach ca. 4 Wochen. Dabei wird folgendermaßen verfahren: Das Filtrierpapier wird vorsichtig aus dem Kolben herausgenommen, mit einem Pinsel die anhaftende Erde entfernt und das Papier darauf mit Chlorzinkjod betupft. Die Stellen des Papiers, an denen die Zellulose schon ziemlich zersetzt ist, geben mit Chlorzinkjod keine Violettfärbung mehr. Man erhält dabei manchmal in günstigen Fällen eine Anzahl von kleinen, runden, weißen Flecken, die die Kolonien der Zellulosezersetzer darstellen und die von dem sie umgebenden, noch violett reagierenden Papier gut zu unterscheiden sind und gezählt werden können. Können keine Kolonien erhalten werden, so läßt sich aus dem Grad der Zersetzung auf die Aktivität und damit die Zahl der zellulosezersetzenden Bakterien schließen.

Die Denitrifikanten wurden auf folgende Weise isoliert: 35 cm³ Nährlösung enthaltende Eprouvetten werden mit Suspensionen der Verdünnungen 1:10.000, 1:100.000, 1:500.000 und 1:1 Mill. beimpft, mit einem sterilisierten Gummistöpsel verschlossen und bei 25° C bebrütet. Zwei bis drei Wochen nach der Beimpfung werden die Kulturen ausgewertet. Es wird dabei auf NO_2 und NH_3 geprüft, da bei der Denitrifikation das NO_3 zuerst zu NO_2 und schließlich zu NH_3 reduziert wird. Als Reagenz auf NO_2 wird ein Gemisch von α-Naphthylamin und Sulfanilsäure in Eisessig verwendet. NO_2 bildet nämlich mit diesem Reagens eine charakteristische, rote Farbreaktion, die sehr empfindlich ist und auf folgendem beruht: salpetrige Säure wandelt in essigsaurer Lösung Sulfanilsäure in die entsprechende Diazoverbindung um, welche dann mit α-Naphthylamin den roten Azofarbstoff Naphthylamin-p-

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

azobenzol-sulfosäure bildet (näheres siehe BRUNO LANGE, Kolorometrische Analyse). Das NH_3 wird mit NESSLERS Reagens durch Vergleich mit einem Standard nachgewiesen und quantitativ bestimmt.

Auch Azotobacter wurde nach dem Prinzip der Verdünnungsreihen quantitativ erfaßt: 50 cm³-Erlenmeyerkölbchen werden mit 15 cm³ sterilisierter Nährlösung versetzt und mit Suspensionen der Verdünnungen 1:100, 1:100.000, 1:500.000 sowie 1:1 Mill. beimpft und im Thermostaten bei 25° C bebrütet. Nach etwa 2—3 Wochen können die Kulturen ausgewertet werden. Die Anwesenheit von Azotobacter wird unter anderem durch das bei der Stickstoffbindung gebildete NH_3 nachgewiesen und zwar wieder mit NESSLERS Reagens.

3. Bodenuntersuchungsmethoden:

Bestimmung des p_H-Wertes: Trockene Eprouvetten werden zu $^1/_3$ mit der feuchten, frischen Erde gefüllt, mit 1n—KCl-Lösung versetzt und verschlossen über Nacht stehen gelassen. Am nächsten Tag wird der p_H-Wert elektrometrisch bestimmt.

Bestimmung des aktuellen Wassergehaltes: Die feuchte Erde wird im Laboratorium gleich nach der Entnahme gewogen, in Blechzylinder gefüllt und bei 105° C 48 Stunden lang bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Die Differenz zwischen dem Gewicht der feuchten und dem der getrockneten Erde ergibt die Wassermenge des Bodens. Diese umgerechnet auf 100 g trockenen Bodens ergibt den aktuellen Wassergehalt in Prozenten.

Bestimmung des Carbonatgehaltes: Der Carbonatgehalt der Böden wurde nach C. SCHEIBLER bestimmt (siehe Methodenbuch, Band II.).

Bestimmung des Humusgehaltes: Zur Bestimmung des Humusgehaltes der Böden diente das von WALKLEY und ARMSTRONG geprüfte DEGTJAROFF'sche Verfahren. Proben, die 10% Humus und mehr enthalten, müssen vorher mit Seesand im Verhältnis 1:5 oder 1:10 verdünnt und dann etwa eine Stunde in der Kugelmühle homogenisiert werden, bevor der Humusgehalt nach dem oben erwähnten Verfahren bestimmt werden kann.

Bestimmung der UK-, des S- und V-Wertes:

Die Umtauschkapazität (UK) stellt die Menge der Kationen in mval pro 100 g Boden dar, die der Boden im Höchstfalle in austauschfähiger Form zu binden vermag. Er wurde nach

der Methode von H. RIEHM, B. und M. ULRICH (1954 und Methodenbuch, Bd. I, S. 61) bestimmt. Die Methode beruht im wesentlichen auf folgendem: 10 g homogenisierten Bodens werden mit einer bestimmten Menge n/10 Ammonoxalatlösung versetzt und zwei Stunden geschüttelt. Dabei wird das Ammonoxalat bis zur Sättigung an den Sorptionskomplex angelagert. Das restliche NH_3 wird in eine bestimmte Menge n/10 H_2SO_4 überdestilliert, das Restammon wird dann durch Rücktitration der überschüssigen H_2SO_4 mit n/10 NaOH ermittelt. Die Differenz aus dem Gesamtammon und dem Restammon ergibt die Menge der angelagerten Ammoniumionen in mval pro 100 g Boden.

Der S-Wert gibt die Menge der tatsächlich vorhandenen austauschfähigen Alkali- und Erdalkaliionen in mval pro 100 g trockenen Bodens an. Er wurde nach der von H. KAPPEN (1929 und Methodenbuch, Bd. I, S. 62) ausgearbeiteten Methode bestimmt. Man verfährt dabei im wesentlichen folgendermaßen: 15 g Boden werden in 150 cm^3 n/10 HCl eine Stunde lang geschüttelt. Dies dient dazu, alle absorbierten Basen gegen H_3O^+-Ionen auszutauschen. Die restlichen in der Lösung noch vorhandenen H_3O^+-Ionen werden nach sorgfältigem Filtrieren durch Titration mit n/10 NaOH und Phenolphtalein als Indikator bestimmt. Der S-Wert ergibt sich dann aus der Differenz der anfänglich zugefügten Säuremenge und der am Ende noch vorhandenen H_3O^+-Ionen.

Der V-Wert gibt den Sättigungsgrad des Bodens in Prozenten an. Der Sättigungsgrad ist daher mit anderen Worten das Verhältnis der vorhandenen austauschfähigen Alkali- und Erdalkaliionen (S) zu der Menge der Kationen, die der Boden im Höchstfalle zu binden vermag (T) ausgedrückt in Prozenten von T: $V = \frac{S}{T} \cdot 100$. Kennt man S und T, so kann man V aus obiger Gleichung leicht errechnen.

Bestimmung des Rohton-, Schluff- und Sandgehaltes der Böden: Zur Bestimmung der einzelnen Korngrößen dienen verschiedene Methoden der sogenannten Schlämmanalyse. In vorliegender Arbeit wurde die Pipettmethode nach KÖHN (1928 und Methodenbuch, Bd. I, S. 22) verwendet. Das Prinzip dieser Methode besteht darin, daß mittels einer Pipette aus der zu untersuchenden Bodenaufschlämmung nach Ablauf der Fallzeit eine Konzentrationsprobe von einem bestimmten Rauminhalt entnommen, bei 105° C getrocknet und darauf gewogen wird. Durch Umrechnung erhält man unmittelbar die Korngruppenanteile. Bei einer Gesamtkonzentration von 1% geben die mg den Prozentgehalt der einzelnen Fraktionen an. Teilchen mit einem Durch-

 ©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

messer von 0,02—0,002 mm nennt man Schluff, die Fallgeschwindigkeit für eine Strecke von 10 cm beträgt 4 Min. 27 Sek. Rohton besteht aus Teilchen von weniger als 0,002 mm Durchmesser, ihre Fallgeschwindigkeit beträgt 7 Stunden 35 Min. für dieselbe Strecke. Die Sandfraktion erhält man schließlich, indem man die Bodenaufschlämmung in ein 0,2 mm Sieb entleert und gut nachwäscht. Die Teilchen, die größer als 0,2 mm sind, werden vom Sieb zurückgehalten und ergeben die Grobsandfraktion. Schluff, Rohton und Grobsand werden in Prozenten pro 100 g Boden aus den erhaltenen Wägungen errechnet. Die Differenz auf 100% ergibt die Feinsandfraktion bestehend aus Teilchen zwischen 0,2 und 0,02 mm Durchmesser. Der Gehalt des Bodens an Feinsand wird demnach nur rechnerisch ermittelt.

Bestimmung der Hygroskopizität: Die Hygroskopizität ist die Wassermenge, die der Boden im Dampfspannungsgleichgewicht mit 10% H_2SO_4 bei Zimmertemperatur (20° C) festhält. Sie wurde nach der von G. RINNO (1954) ausgearbeiteten Methode bestimmt. Im wesentlichen beruht diese Methode auf folgendem: Man stellt eine übersättigte, frische $Na_2SO_4 \cdot 10\,H_2O$-Lösung her. Der Vorteil dieser gegenüber einer reinen H_2SO_4-Lösung ist der, daß sie noch unaufgelöste Kristalle enthält und daher bei Wasseraufnahme nicht verdünnt wird. Nimmt die Lösung Wasser auf, so gehen weitere Kristalle in Lösung, die Konzentration bleibt gleich, so lange noch Kristalle in der Lösung vorhanden sind. Zur Bestimmung der Hygroskopizität wiegt man 5 g lufttrockenen, homogenisierten Bodens in vorher genau gewogene Wägegläschen ein und läßt diese fünfmal 24 Stunden über Na_2SO_4 in einem Thermostaten von 20° C stehen. Darauf wird das Gewicht des Bodens genau bestimmt ($= G_1$), sodann der Boden bei 105° C etwa 12 Stunden lang getrocknet und wieder gewogen ($= G_2$). Die Differenz zwischen G_1 und G_2 ergibt das hygroskopische Wasser in Grammen. Dieses ist umgerechnet auf 100 g bei 105° C getrockneten Bodens gleich der Hygroskopizität.

Bestimmung des Stickstoffgehaltes des Bodens: Die Stickstoffbestimmung erfolgt wie üblich nach der Kjeldahlmethode.

V. Periodische Schwankungen der Gesamtkeimzahl im Jahreszyklus

Nach D. FEHÉR (1933) üben der Wassergehalt der Böden und die Temperatur derselben den größten Einfluß auf die Mikroflora aus. Den dominierenden Einfluß hat nach dem genannten Autor die Bodentemperatur, die jeweilige Bodenfeuchtigkeit spielt aber

eine wichtige regulierende Rolle und zwar ruft sie eine Steigerung der Tätigkeit der verschiedenen Bakteriengruppen hervor. Auch WAKSMAN (1930), A. RIPPEL-BALDES (1933) u. a. weisen auf die Bedeutung dieser beiden Umweltfaktoren hin; befindet sich einer derselben im Minimum, so bestimmt er allein die Mikrobentätigkeit. In den humiden sommerfeuchten Gebieten besitzen im Sommer Bodentemperatur und -feuchtigkeit ihre optimalen Werte. Der jahreszeitlich bedingte Massenwechsel der Bodenmikroben weist zu dieser Jahreszeit und in diesen Gebieten ein Maximum auf. In den ariden, also sommertrockenen Gebieten, in denen sich die Bodenfeuchtigkeit während der Sommermonate im Minimum befindet, ist diese der das Mikrobenleben bestimmende Faktor. Der Massenwechsel der Bodenmikroben und der Bodenfauna (P. GUNHOLD 1953) weist zu dieser Jahreszeit ein Minimum auf.

Ähnliche Verhältnisse sind auch im Leithagebirge, das — wie schon erwähnt — durch ein sommertrockenes Klima gekennzeichnet ist, zu erwarten. Die Abb. 2—4 bestätigen diese Annahme. Danach zeigen die aeroben Bakterien im jahreszeitlichen Verlauf zwei Maxima: ein größeres im Frühjahr, in den Monaten April bis Mai und ein kleineres im Herbst im Oktober bis ungefähr Mitte November, darauf folgt das tiefe Winterminimum. Dieses wird, da zu dieser Jahreszeit genügend Feuchtigkeit vorhanden ist, durch das Absinken der Temperatur bis zum Gefrierpunkt und darunter hervorgerufen. Im Winter ist daher die Temperatur der für das Mikrobenleben begrenzende Faktor. Im Frühjahr verursacht der Temperaturanstieg eine Erhöhung der Mikroorganismenzahl und führt somit zum Maximum derselben zu dieser Jahreszeit. In den darauffolgenden Monaten Juni, Juli, August bis September wird ein Absinken der Bakterienzahlen beobachtet. Dieses sommerliche Minimum wird durch die zu dieser Zeit einsetzende Trockenheit und vielleicht auch durch Erschöpfung der zunächst verfügbaren organischen Substanz (A. RIPPEL-BALDES 1933) verursacht. Im Herbst, wo die Temperaturen keine zu extrem hohen Werte mehr aufweisen, die Feuchtigkeit sich im Boden daher länger hält, steigt die Mikrobenzahl nochmals etwas an. Sinkt die Temperatur bis auf den Gefrierpunkt (meist im November oder Dezember), so fällt die Zahl der Mikroben wieder ab.

Die Standorte I, Ia und V stellen Wiesen dar. Alle übrigen Standorte sind mehr oder weniger dichte Waldbestände. Vergleicht man die aus den Proben dieser beiden Standortsgruppen erhaltenen Mikrobenzahlen miteinander, so erkennt man deutlich einen schützenden Einfluß des Waldes. Im Frühjahr tritt das Maximum an den offenen Standorten viel früher auf als in den Waldproben, was

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

ein Vergleich der Kurven der Standorte I (Abb. 2), wo das Frühjahrsmaximum schon Anfang April auftrat, mit Standort II, III und IV (Abb. 3 bis 5), wo es erst Ende April bzw. Anfang Mai beobachtet wurde, zeigt. Auch die sommerliche Depression ist an

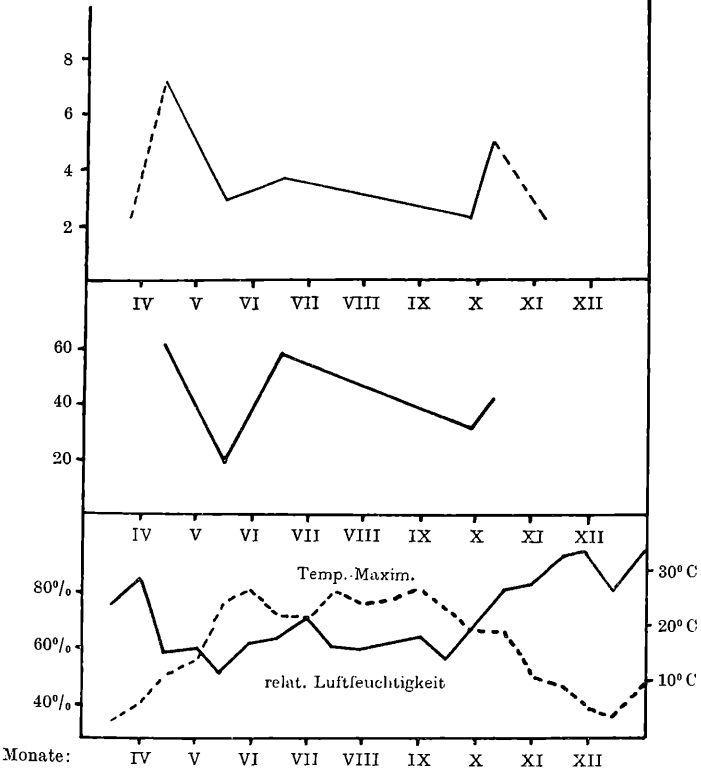


Abb. 2. Verlauf des Massenwechsels der aeroben Bakterien (an der Ordinate in Millionen aufgetragen) an Standort I (mullartige Rendsina auf Triaskalk unter Trockenrasen) in 0—4 cm Bodentiefe im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in % pro 100 g trockenen Bodens an demselben Standort und im selben Jahr. Die unterste Kurve zeigt die Schwankungen der Temperaturmaximumwerte in °C und der relat. Luftfeuchtigkeit in %.

offenen Standorten viel stärker ausgeprägt als an den mit Wald bestandenen. Hierbei spielt auch der Boden noch eine Rolle. Standorte, wie I und Ia die durch ausgesprochen sandige Böden ausgezeichnet sind, lassen das Wasser viel rascher abfließen und trocknen

dadurch rascher aus, wie z. B. die lehmige Terra fusca von Standort III mit einem Rohtongehalt von mehr als 30%. Die Schwankung der aeroben Bakterienzahlen ist hier viel geringer als an den beiden vorhin erwähnten Punkten. Standort IV, ein lückiger Flaumeichenbestand auf einer mullartigen Rendsina, auch einem sandigen Boden, zeigt im Massenwechsel der Organismen ebenso starke

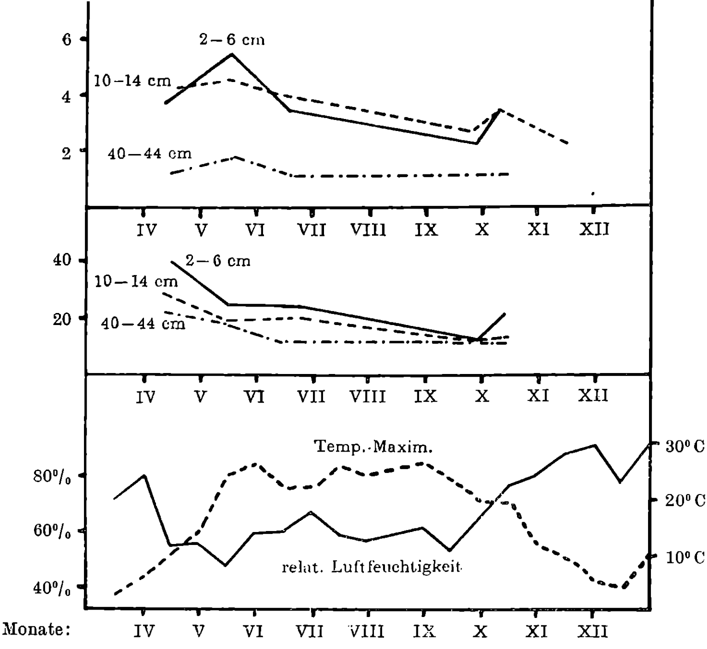


Abb. 3. Verlauf des Massenwechsels der aeroben Bakterien (an der Ordinate in Millionen aufgetragen) an Standort II (kolluviale Lößbraunerde unter Laubmischwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %/100 g trockenen Bodens an demselben Standort und im selben Jahr. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte in °C und der relat. Luftfeuchtigkeit in % dar.

Schwankungen. Diese nehmen hier wie auch bei allen anderen Standorten, mit zunehmender Bodentiefe wesentlich ab. In 40 bis 44 cm ändert sich die Zahl der Bakterien praktisch gar nicht mehr, wie am Beispiel des Punktes II (Abb. 3) gezeigt wird. Auch die Feuchtigkeitsverhältnisse sind in diesen Bodentiefen viel ausgeglichener. Alle übrigen für die Mikroorganismen lebenswichtigen

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Umweltbedingungen erfahren mit zunehmender Bodentiefe eine Verschlechterung: der Gehalt an Humusstoffen, die sie als Nahrung benötigen, nimmt ab, die Durchlüftung wird schlechter, der Sauerstoffgehalt sinkt infolgedessen, während gleichzeitig der Kohlendioxydgehalt ansteigt. Dementsprechend sinkt die Zahl der Mikroorganismen mit zunehmender Bodentiefe. So überschreitet die

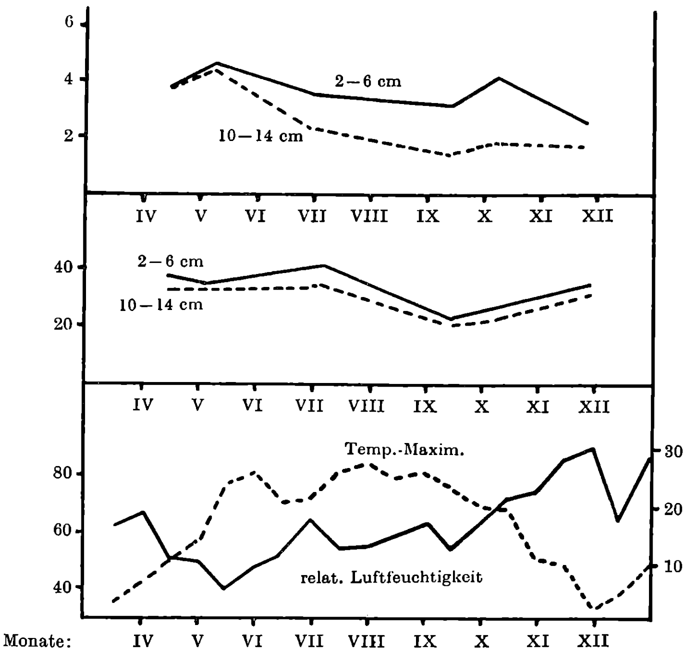


Abb. 4. Verlauf des Massenwechsels der aeroben Bakterien (an der Ordinate in Millionen aufgetragen) an Standort III (Terra fusca auf Leithakalk unter Flaumeichenbestand) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

Zahl der aeroben Bakterien in der Lößbraunerde noch bei etwa 40 cm Bodentiefe geringfügig die Millionengrenze, während die viel schlechteren Bodenverhältnisse (vor allem die höhere Azidität) der Standorte VII und VIII (siehe Tab. 1) dazu führen, daß schon in 30 cm Tiefe die Millionengrenze kaum mehr überschritten wird.

Das Ausmaß der sommerlichen Depression und die Zeit, in der sie auftritt, ist in den einzelnen Jahren sehr verschieden. Im

Jahre 1957, in dem, wie schon erwähnt, von Ende Juni bis Anfang Juli eine Hitze- und Dürreperiode herrschte, sanken die Mikroorganismenzahlen viel tiefer als im Jahre 1958, in dem der Juni relativ kühl und niederschlagsreich war. Dies kann besonders an

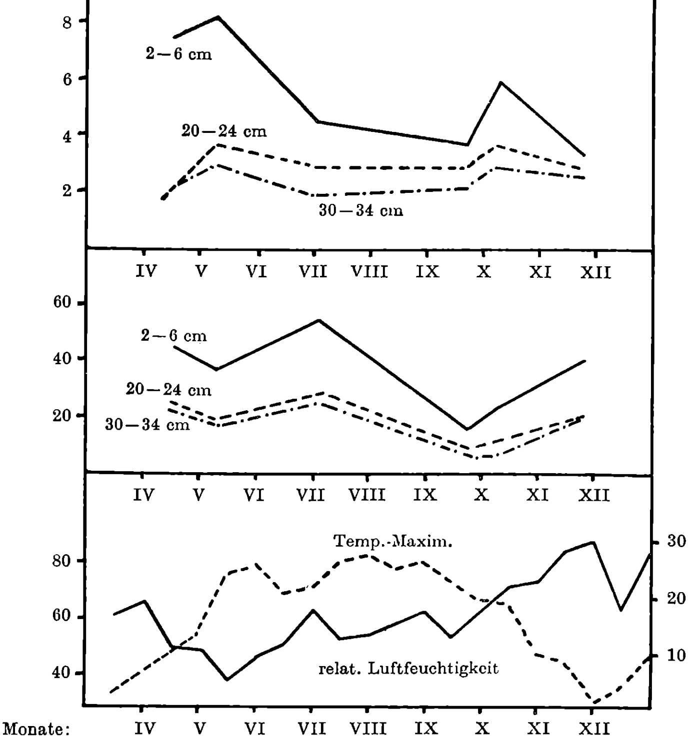


Abb. 5. Verlauf des Massenwechsels der aeroben Bakterien (an der Ordinate in Millionen aufgetragen) an Standort IV (mullartige Rendsina unter Flaumeichenbuschwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

den Standorten II, III, IV, V und VIII beobachtet werden (siehe Tab. 1). Der Rasen auf Standort V war Anfang Juli 1957 völlig dürr und verbrannt, an den anderen Standorten traten zu dieser Jahreszeit keine ausgesprochenen Dürreschäden auf, da sie durch den Wald mehr oder weniger geschützt waren. Die Hitze verur-

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle 1. Quantitative Untersuchungsergebnisse der aeroben Zellulosezersetzer in den

Standort	Bodentiefe in cm	Datum		Akt. H_2O in %/100 g trockenen Bodens		Aerobe Bakterien in Tausenden	
		1957	1958	1957	1958	1957	1958
I	2—6	30. IV.	9. IV.	27,0	60,0	2.800	7.055
		—	12. V.	—	19,9	—	2.812
		12. VI.	16. VI.	23,1	57,6	3.116	3.512
		30. IX.	22. IX.	40,9	32,4	2.500	2.104
		—	6. X.	—	41,8	—	4.904
		4. XI.	—	26,1	—	2.936	—
II	2—6	30. IV.	9. IV.	31,6	40,9	2.632	3.720
		—	12. V.	—	26.3	—	5.200
		12. VI.	16. VI.	21,8	25,3	1.732	3.400
		30. IX.	22. IX.	16,3	14,0	2.708	2.440
		—	6. X.	—	22,6	—	3.552
		4. XI.	—	18,1	—	2.553	—
	10—14	30. IV.	9. IV.	25,4	29,1	1.800	3.940
		—	12. V.	—	20,4	—	3.990
		12. VI.	16. VI.	14,2	21,7	500	3.860
		30. IX.	22. IX.	16,3	12,6	2.508	2.680
		—	6. X.	—	13,4	—	3.520
		4. XI.	—	12,6	—	2.188	—
	40—44	—	9. IV.	—	22,5	—	1.120
		—	12. V.	—	19,2	—	1.284
		—	16. VI.	—	12,8	—	1.040
		—	22. IX.	—	12,1	—	1.168
		—	6. X.	—	11,5	—	1.000
III	2—6	—	15. IV.	—	38,3	—	3.840
		7. V.	7. V.	36,9	36,4	4.152	4.560
		26. VI.	—	23,9	—	2.368	—
		—	2. VII.	—	42,4	—	3.816
		25. IX.	18. IX.	27,1	23,5	5.416	3.600
		29. X.	6. X.	42,3	27,8	2.185	4.056
		—	24. XI.	—	36,1	—	2.560
	10—14	—	15. IV.	—	33,1	—	3.792
		7. V.	7. V.	32,8	33,4	3.640	4.240
		26. VI.	—	23,9	—	2.400	—
		—	2. VII.	—	34,6	—	2.184
		25. IX.	18. IX.	24,1	21,7	1.120	1.288
		29. X.	6. X.	20,0	24,5	1.076	1.900
		—	24. XI.	—	32,0	—	2.096

und anaeroben Bakterien, der Pilze und der aeroben und anaeroben Jahren 1957 und 1958.

Anaerobe Bakterien		Pilze		p_H-Werte in KCl		Aerobe Zellulose-zersetzer		Anaerobe Zellulose-zersetzer	
1957	1958	1957	1958	1957	1958	1957	1958	1957	1958
90.000	287.000	5.000	72.000	6,35	6,20	2.197	—	—	—
—	158.000	—	34.000	—	6,35	—	—	—	—
90.000	141.000	88.000	17.000	6,6	6,25	647	—	—	—
256.000	154.000	21.500	54.000	6,4	6,25	977	—	—	—
—	369.000	—	47.000	—	6,35	—	—	—	—
218.000	—	49.000	—	6,4	—	1.465	—	—	—
137.000	174.000	13.000	9.500	5,55	6,0	—	1.147	—	—
—	272.000	—	29.000	—	6,0	—	2.485	—	—
81.500	175.000	25.000	6.500	6,3	5,95	—	2.760	—	—
94.000	123.000	5.000	4.000	6,0	5,6	—	2.530	—	—
—	137.000	—	6.000	—	6,0	—	3.680	—	—
162.000	—	22.000	—	5,95	—	—	—	—	—
93.000	238.000	2.000	—	5,55	6,0	—	1.274	—	1.892
—	256.000	—	—	—	5,7	—	2.485	—	1.448
28.000	269.000	19.000	—	6,0	5,5	—	—	—	1 748
71.000	159.000	1.000	—	5,7	6,0	—	2.300	—	3.220
—	230.000	—	—	—	6,0	—	3.312	—	3.000
115.000	—	16.000	—	6,0	—	—	—	—	—
—	—	—	3.500	—	5,90	—	—	—	—
—	—	—	16.000	—	5,7	—	—	—	—
—	—	—	3.500	—	5,5	—	—	—	—
—	—	—	1.500	—	6,0	—	—	—	—
—	—	—	48.000	—	6,0	—	—	—	—
—	132.000	—	33.000	—	5,0	—	1.950	—	1.120
151.000	273.000	33.000	81.000	6,5	5,5	2.197	1.312	—	2.900
30.000	—	7.000	—	6,3	—	1.274	—	—	—
—	196.000	—	53.000	—	6,35	—	1.541	—	1.012
41.000	141.000	34.000	7.000	6,0	5,5	1.000	2.900	—	2.116
232.000	266.000	21.000	54.000	6,0	6,5	1.468	2.760	—	3.059
—	217.000	—	41.000	—	6,0	—	—	—	2.300
—	51.000	—	24.500	—	6,3	—	—	—	—
74.000	230.000	23.000	41.000	5,55	6,3	2.930	—	—	—
30.000	—	11.000	—	6,0	—	—	—	—	—
—	198.000	—	17.500	—	6,5	—	—	—	—
41.000	98.000	17.000	4.500	5,7	6,25	1.465	—	—	—
230.000	126.000	42.000	43.000	6,0	6,5	615	—	—	—
—	148.000	—	4.500	—	6,25	—	—	—	—

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

(Fortsetzung)

Standort	Bodentiefe in cm	Datum		Akt. H_2O in %/100 g trockenen Bodens		Aerobe Bakterien in Tausenden	
		1957	1958	1957	1958	1957	1958
IV	2—6	—	15. IV.	—	45,9	—	7.576
		7. V.	7. V.	31,5	37,4	3.920	8.140
		26. VI.	—	20,3	—	2.776	—
		—	2. VII.	—	55,3	—	4.560
		25. IX.	18. IX.	23,7	16,0	2.464	3.760
		29. X.	6. X.	21,7	23,3	1.068	5.920
		—	24. XI.	—	40,8	—	3.268
	10—14	—	15. IV.	—	24,8	—	2.100
		7. V.	7. V.	23,1	19,9	2.640	3.372
		26. VI.	—	12,6	—	1.340	—
		—	2. VII.	—	29,7	—	2.920
		25. IX.	18. IX.	10,1	10,2	1.800	2.960
		29. X.	6. X.	11,7	11,5	1.832	3.680
		—	24. XI.	—	20,1	—	2.880
	40—44	—	15. IV.	—	21,5	—	2.100
		—	7. V.	—	19,6	—	2.948
		—	2. VII.	—	24,9	—	1.920
		—	18. IX.	—	9,0	—	2.160
		—	6. X.	—	9,6	—	2.800
		—	24. XI.	—	21,1	—	2.616
V	2—6	31. V.	—	18,1	—	7.592	—
		2. VII.	—	7,3	—	1.416	—
		12. IX.	—	9,7	—	3.640	—
		21. X.	—	13,3	—	2.600	—
	25—29	31. V.	—	9,1	—	2.824	—
		2. VII.	—	4,0	—	872	—
		12. IX.	—	10,1	—	4.800	—
		21. X.	—	7,1	—	1.800	—
VII	2—6	12. IV.	22. IV.	45,0	41,4	2.500	4.323
		21. V.	—	40,0	—	3.000	—
		—	9. VI.	—	16,3	—	4.032
		—	7. VII.	—	35,2	—	2.920
		14. IX.	29. IX.	31,1	18,7	2.336	3.528
		15. X.	28. X.	28,0	37,5	3.544	4.520
		—	9. XII.	—	41,6	—	3.120
	10—14	12. IV.	22. IV.	25,0	31,9	2.200	—
		21. V.	—	22,6	—	2.790	—
		—	9. VI.	—	14,0	—	—
		—	7. VII.	—	28,4	—	—
		14. IX.	29. IX.	15,5	16,2	820	—
		15. X.	28. X.	15,3	33,3	4.188	—
		—	9. XII.	—	26,8	—	—

Anaerobe Bakterien		Pilze		p_H-Werte in KCl		Aerobe Zellulosezersetzer		Anaerobe Zellulosezersetzer	
1957	1958	1957	1958	1957	1958	1957	1958	1957	1958
—	145.000	—	38.000	—	6,3	—	2.000	—	916
120.000	154.000	82.000	71.000	7,45	6,5	2.930	1.440	—	2.900
30.000	—	53.000	—	7,0	—	1.147	—	—	—
—	96.000	—	70.000	—	6,5	—	1.817	—	1.127
73.000	143.000	82.000	27.000	7,5	7,0	2.930	2.760	—	2.116
147.000	178.000	96.000	50.000	6,5	6,9	2.930	2.852	—	3.128
—	148.000	—	6.000	—	6,5	—	—	—	3.220
—	103.000	—	41.000	—	6,6	—	—	—	325
142.000	177.000	30.000	45.000	7,6	6,5	2.930	—	—	1.242
41.000	—	10.000	—	7,0	—	1.000	—	—	—
—	123.000	—	30.000	—	6,6	—	—	—	895
61.000	123.000	29.000	10.000	7,25	6,95	2.930	—	—	2.622
170.000	226.000	47.000	31.000	6,6	6,9	1.216	—	—	3.404
—	121.000	—	27.000	—	6,5	—	—	—	2.162
—	56.000	—	33.000	—	6,75	—	—	—	—
—	142.000	—	48.500	—	6,5	—	—	—	—
—	93.000	—	8.000	—	6,6	—	—	—	—
—	85.000	—	16.500	—	6,95	—	—	—	—
—	157.000	—	42.000	—	6,9	—	—	—	—
—	118.000	—	22.000	—	6,5	—	—	—	—
100.000	—	46.000	—	5,88	—	—	—	—	—
80.000	—	10.000	—	6,0	—	—	—	—	—
216.000	—	33.000	—	5,5	—	—	—	—	—
130.000	—	13.500	—	6,1	—	—	—	—	—
—	—	19.000	—	6,1	—	—	—	—	—
—	—	10.000	—	5,65	—	—	—	—	—
—	—	40.000	—	6,0	—	—	—	—	—
—	—	25.000	—	6,0	—	—	—	—	—
106.000	226.000	89.000	10.000	5,4	5,4	—	2.900	—	2.900
170.000	—	48.000	—	5,0	—	2.930	—	—	—
—	173.000	—	128.000	—	5,2	—	1.245	—	1.610
—	231.000	—	65.000	—	5,0	—	1.449	—	1.357
80.000	240.000	31.500	43.000	4,5	5,0	1.465	3.680	—	3.450
218.000	300.000	16.000	14.000	5,5	5,8	1.758	2.000	—	2.760
—	171.000	—	12.000	—	6,0	—	—	—	—
58.000	201.000	18.000	49.000	4,3	5,0	—	1.380	—	1.270
82.000	—	12.000	—	4,0	—	2.000	—	—	—
—	119.000	—	104.000	—	5,2	—	1.196	—	1.426
—	124.000	—	3.000	—	5,0	—	1.334	—	—
99.000	140.000	41.000	64.500	4,4	5,0	1.465	2.760	—	2.875
300.000	251.000	30.000	40.000	4,5	5,5	1.165	2.070	—	2.990
—	142.000	—	14.000	—	5,6	—	—	—	1.000

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

(Fortsetzung)

Standort	Bodentiefe in cm	Datum		Akt. H_2O in %/100 g trockenen Bodens		Aerobe Bakterien in Tausenden	
		1957	1958	1957	1958	1957	1958
VII	30—34	—	22. IV.	—	23,1	—	1.760
		—	9. VI.	—	10,4	—	1.068
		—	7. VII.	—	19,6	—	504
		—	29. IX.	—	10,7	—	848
		—	28. X.	—	17,6	—	1.120
		—	9. XII.	—	16,9	—	500
VIII	0—4	—	22. IV.	—	86,1	—	1.940
		—	9. VI.	—	31,9	—	2.900
		—	7. VII.	—	63,8	—	3.112
		—	29. IX.	—	38,4	—	2.000
		—	28. X.	—	59,1	—	2.790
		—	9. XII.	—	97,6	—	500
	2—6	—	22. IV.	—	38,1	—	1.000
		31. V.	—	35,5	—	1.644	—
		—	9. VI.	—	23,2	—	1.656
		8. VII.	7. VII.	16,1	32,7	111	1.160
		4. IX.	29. IX.	40,9	25,5	508	1.168
		15. X.	28. X.	23,2	28,5	3.040	2.552
		—	9. XII.	—	49,9	—	500
	10—14	—	22. IV.	—	51,5	—	—
		31. V.	—	21,4	—	552	—
		—	9. VI.	—	18,8	—	—
		8. VII.	7. VII.	16,1	27,6	111	—
		4. IX.	29. IX.	18,3	14,1	352	—
		15. X.	28. X.	19,7	22,9	1.240	—
		—	9. XII.	—	30,8	—	—
	30—34	—	22. IV.	—	53,2	—	50
		—	9. VI.	—	14,9	—	50
		—	7. VII.	—	21,7	—	576
		—	29. IX.	—	16,8	—	1.520
		—	28. X.	—	17,5	—	60
		—	9. XII.	—	17,4	—	60
Ia	0—4	—	15. IV.	—	18,8	—	5.040
		—	7. V.	—	15,6	—	2.160
		—	2. VII.	—	41,1	—	1.960
		—	18. IX.	—	21,3	—	2.304
		—	6. X.	—	33,4	—	3.880
		—	24. XI.	—	32,0	—	2.240

Anaerobe Bakterien		Pilze		p_H-Werte in KCl		Aerobe Zellulosezersetzer		Anaerobe Zellulosezersetzer	
1957	1958	1957	1958	1957	1958	1957	1958	1957	1958
—	90.000	—	20.000	—	5,0	—	—	—	—
—	56.000	—	60.000	—	5,0	—	—	—	—
—	62.000	—	3.000	—	5,0	—	—	—	—
—	41.000	—	16.000	—	4,9	—	—	—	—
—	121.000	—	20.000	—	5,5	—	—	—	—
—	44.000	—	10.000	—	5,1	—	—	—	—
—	169.000	—	132.000	—	5,05	—	1.862	—	1.771
—	190.000	—	181.000	—	5,2	—	1.506	—	1.955
—	176.000	—	39.000	—	5,5	—	1.426	—	966
—	139.000	—	8.000	—	5,85	—	4.232	—	2.898
—	144.000	—	250.000	—	5,0	—	1.012	—	—
—	136.000	—	45.500	—	6,1	—	—	—	2.300
—	—	—	—	—	4,9	—	—	—	—
97.000	—	80.000	—	4,6	—	2.930	—	—	—
—	—	—	—	—	5,0	—	—	—	—
50.000	—	2.000	—	3,6	5,0	—	—	—	—
166.000	—	49.000	—	4,3	5,0	1.465	—	—	—
257.000	—	160.000	—	4,5	4,8	1.165	—	—	—
—	—	—	—	—	5,25	—	—	—	—
—	—	—	78.000	—	4,9	—	1.527	—	1.600
50.000	—	38.000	—	4,25	—	—	—	—	—
—	—	—	100.000	—	5,0	—	1.311	—	1.615
23.000	—	1.500	25.500	3,6	4,9	—	1.196	—	1.000
38.000	—	1.500	77.500	4,0	4,95	—	2.346	—	2.668
148.000	—	84.500	48.500	4,5	4,9	—	1.817	—	—
—	—	—	63.500	—	5,25	—	—	—	2.530
—	50.000	—	—	—	—	—	—	—	—
—	52.000	—	9.000	—	4,75	—	—	—	—
—	68.000	—	9.000	—	4,9	—	—	—	—
—	61.000	—	27.000	—	5,0	—	—	—	—
—	76.000	—	24.000	—	4,9	—	—	—	—
—	60.000	—	7.500	—	4,9	—	—	—	—
—	—	—	—	—	6,3	—	3.000	—	850
—	177.000	—	—	—	6,5	—	1.312	—	1.380
—	130.000	—	—	—	6,5	—	1.564	—	805
—	236.000	—	—	—	6,80	—	3.450	—	1.978
—	250.000	—	—	—	6,9	—	3.036	—	3.128
—	167.000	—	—	—	6,5	—	2.760	—	2.760

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

sachte, wie aus den Tabellen hervorgeht, ein starkes Minimum der Mikrobentätigkeit. Im Jahre 1958, in dem es im Mai, und zwar besonders Ende des Monats, sehr warm und trocken war, aber keine Dürreschäden verursacht wurden, konnte nur an den offenen Standorten eine starke Depression beobachtet werden (siehe Abb. 2),

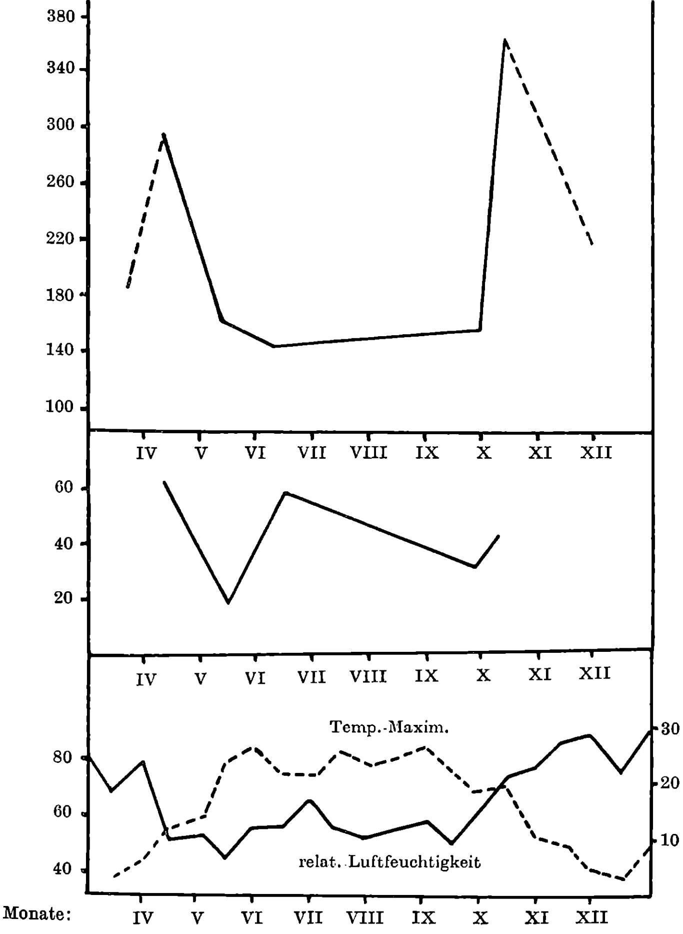


Abb. 6. Verlauf des Massenwechsels der anaeroben Bakterien (an der Ordinate in Tausenden aufgetragen) an Standort I (mullartige Rendsina auf Triaskalk unter Trockenrasen) in 0—4 cm Bodentiefe im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

auf die bewaldeten Gebiete übte diese Wärmeperiode durch den Waldschutz nur eine günstige Wirkung aus. Im Juni war in diesem Jahr durch das feuchte und kühle Wetter auf Standort I (Abb. 2)

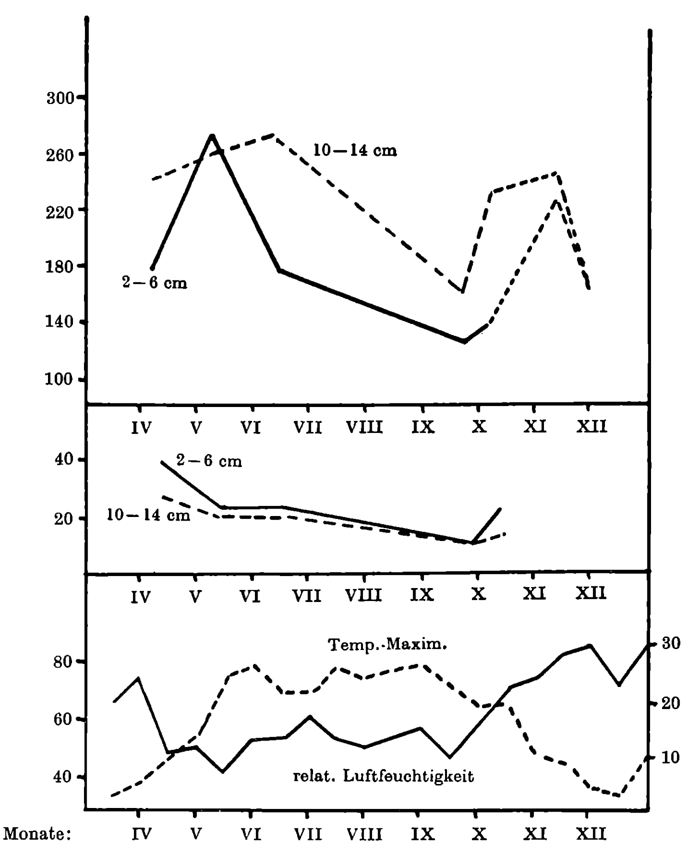


Abb. 7. Verlauf des Massenwechsels der anaeroben Bakterien (an der Ordinate in Tausenden aufgetragen) an Standort II (kolluviale Lößbraunerde unter Laubmischwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

sogar eine geringe Erhöhung der Bakterienzahl zu beobachten. Das stärkste Minimum trat in diesem Jahr erst im September auf, wo sich die hochsommerliche (August) Hitzeperiode noch weiter auswirkte. Die Depression war nicht so stark wie im Jahre 1957.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Für die anaeroben Bakterien gilt das gleiche, wie das für die aeroben Bakterien Gesagte. Auch sie zeigen die beiden Maxima und Minima, die meist genau mit denen der aeroben Bakterien

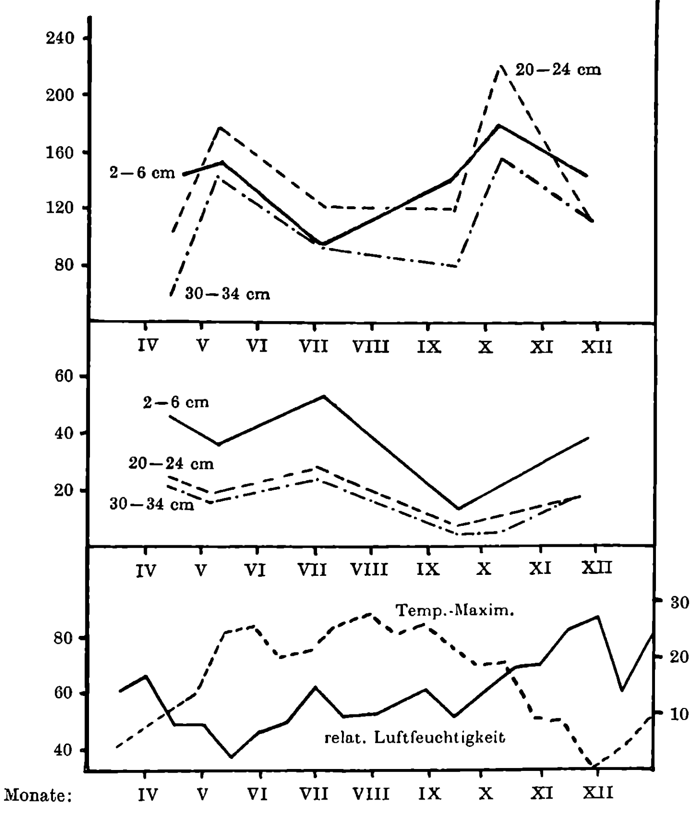


Abb. 8. Verlauf des Massenwechsels der anaeroben Bakterien (an der Ordinate in Tausenden aufgetragen) an Standort IV (mullartige Rendsina unter Flaumeichenbuschwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

zusammenfallen. In den gut durchlüfteten Böden, wie z. B. auf den Standorten II und IV, nimmt die Zahl der anaeroben Bakterien zunächst mit zunehmender Bodentiefe (bis etwa 20 cm) zu und dann ebenso wie die der aeroben Bakterien ab (Abb. 7 und 8). Diese Beobachtung kann folgendermaßen erklärt werden: Solange mit

zunehmender Bodentiefe noch genügend Nährstoffe für die Bakterien vorhanden sind, nimmt ihre Zahl mit der Bodentiefe zu, da die für ihre optimale Entwicklung erforderlichen anaeroben Bedingungen mit steigender Bodentiefe immer besser erfüllt werden.

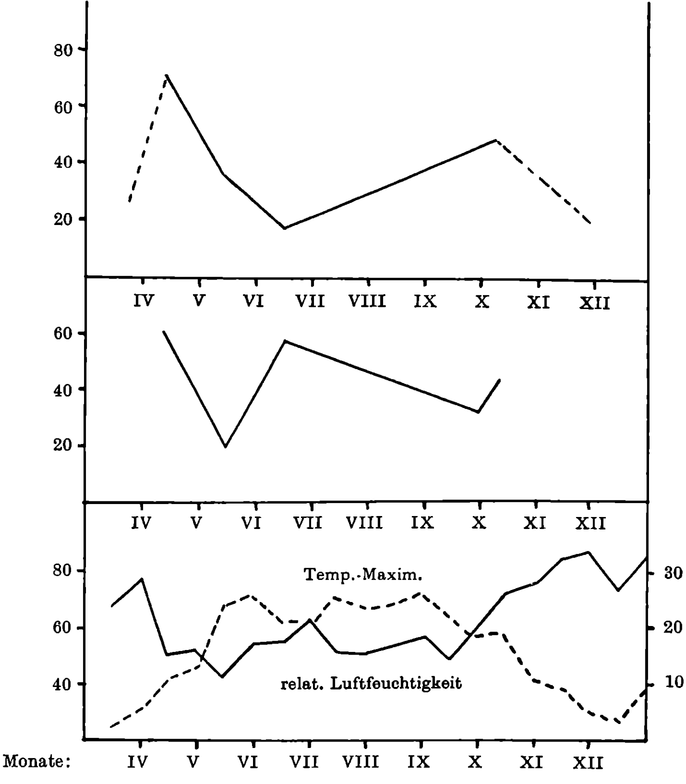


Abb. 9. Verlauf des Massenwechsels der Pilze (an der Ordinate in Tausenden aufgetragen) an Standort I (mullartige Rendsina auf Triaskalk unter Trockenrasen) in 0—4 cm Bodentiefe im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

In noch größeren Tiefen wird dann der Nährstoffmangel zu dem die Besatzdichte begrenzenden Faktor. Größere Feuchtigkeit dürfte die anaeroben Bakterien nicht nur wegen der besseren Wasserversorgung, sondern auch wegen des mit ihr verbundenen geringeren Luftgehaltes des Bodens begünstigen. Hiefür spricht

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

z. B. das stärkere Auftreten derselben auf Standort VII im April und Mai 1957 in 2—6 cm (Tab. 1) als in 10—14 cm, während im September und Oktober, wo die Proben nicht so feucht waren, die Verhältnisse umgekehrt liegen. Dasselbe kann im gleichen Jahr

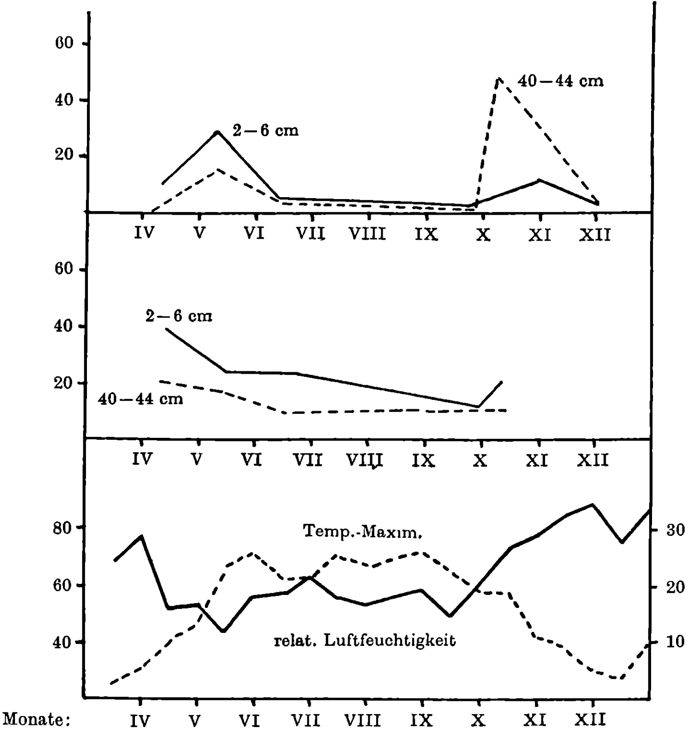


Abb. 10. Verlauf des Massenwechsels der Pilze (an der Ordinate in Tausenden aufgetragen) an Standort II (kolluviale Lößbraunerde unter Laubmischwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

und in denselben Bodentiefen auf Standort IV im Mai beobachtet werden (siehe Tab. 1).

Die mikroskopischen Bodenpilze zeigen den gleichen jahreszeitlichen Rhythmus wie die aeroben und anaeroben Bakterien. Man kann auch hier die beiden Maxima beobachten, sowie die Depressionen im Sommer und im Winter. Besonders stark treten

die Pilze im Verhältnis zu den Bakterien auf den Standorten VII und VIII hervor (siehe Tab. 1 und Abb. 12 und 14). Die Böden an diesen beiden Standorten zeigen einen höheren Aziditätsgrad

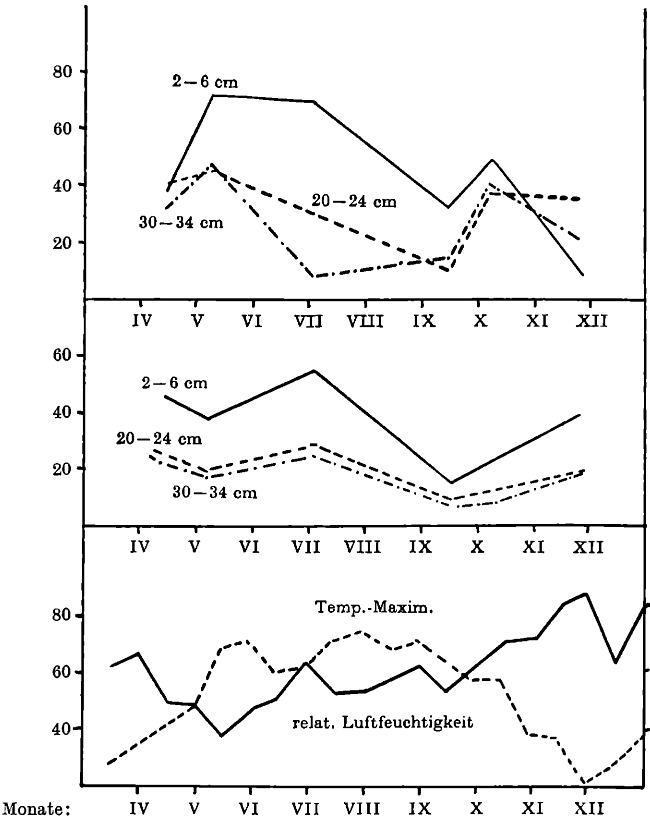


Abb. 11. Verlauf des Massenwechsels der Pilze (an der Ordinate in Tausenden aufgetragen) an Standort IV (mullartige Rendsina unter Flaumeichenbuschwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

als die der anderen, was die Pilze im Gegensatz zu den Bakterien begünstigen dürfte. Im übrigen zeigt sich oft ein Antagonismus zwischen Bakterien und Pilzen. Dieser wirkte sich bei meinen Untersuchungen so aus, daß in Platten, die starke Bakterienentwicklung zeigten, die Größe und die Zahl der Pilzkolonien

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

gering war, wogegen die Pilze in Platten, in denen sie rasch die Oberhand gewannen, vorherrschend blieben. Ähnliche Beobachtungen beschreiben auch K. H. Wallhäusler (1951), H. Glathe

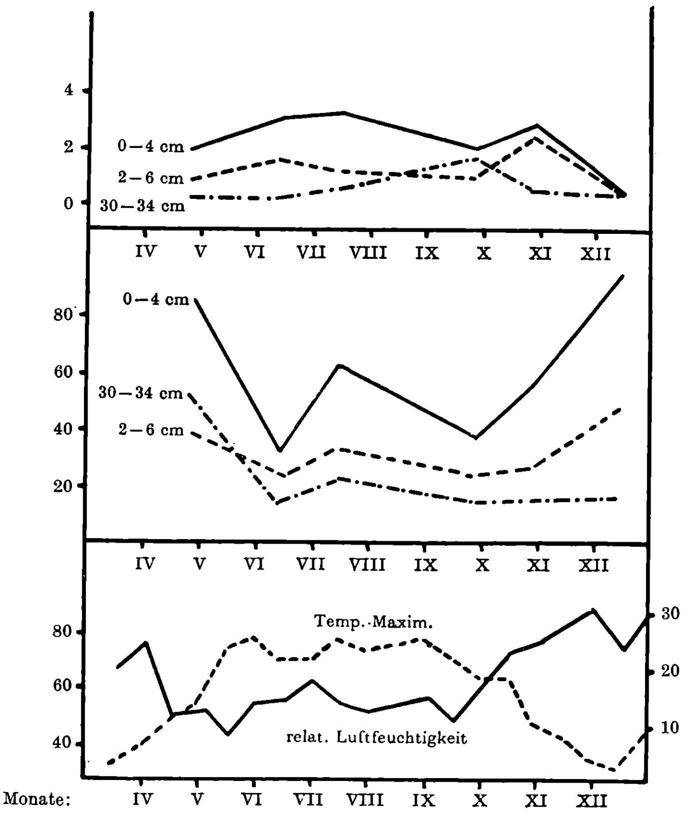


Abb. 12. Verlauf des Massenwechsels der aeroben Bakterien (an der Ordinate in Millionen aufgetragen) an Standort VIII (Pseudogley aus Flugstaubboden über Kristallinverwitterung unter Niederwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Schwankungen der Temperatur-Maximumwerte und der relat. Luftfeuchtigkeit dar.

(1955) u. a. Dieser Antagonismus ist auf Hemmstoffe verschiedenster Art, die von einem der beiden Konkurrenten ausgeschieden werden, zurückzuführen bzw. durch die von manchen Pilzen ausgeschiedenen Säuren, die dann auf die Bakterien hemmend wirken, wie

H. GLATHE (1955) annimmt. Es kann auch der bloße Konkurrenzkampf um den Lebensraum der Grund für die gegenseitige Hemmung dieser Organismen sein.

Je größer der Gehalt an organischer Substanz im Boden ist, um so reichlicher ist die Pilzflora in diesem vertreten. In den obersten

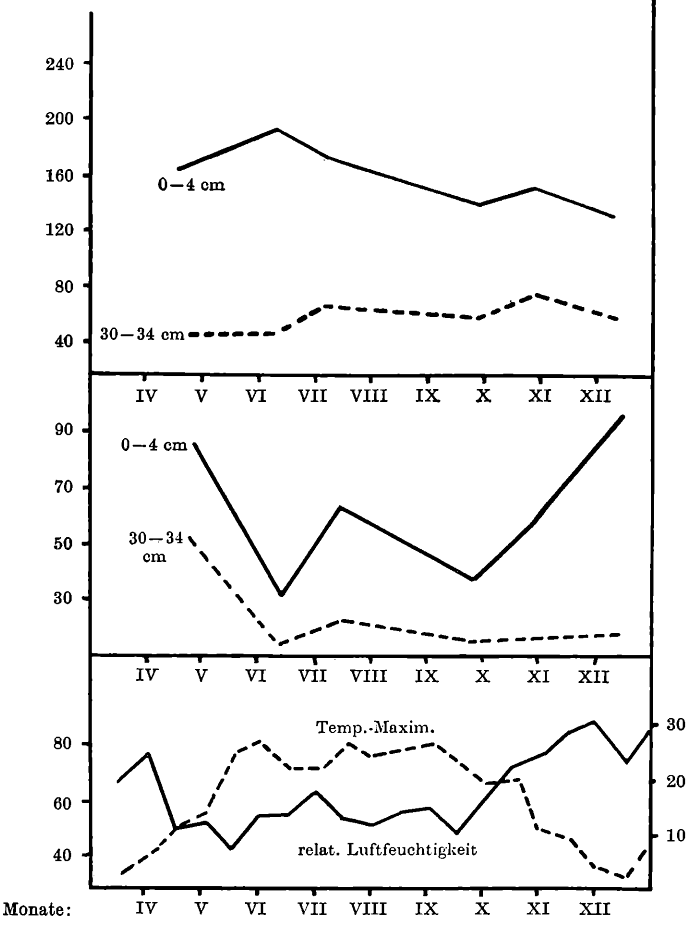


Abb. 13. Verlauf des Massenwechsels der anaeroben Bakterien (an der Ordinate in Tausenden aufgetragen) an Standort VIII (Pseudogley aus Flugstaubboden über Kristallinverwitterung unter Niederwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Temperatur-Maximumwerte und die relat. Luftfeuchtigkeit dar.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Schichten und besonders in den 0—4 cm-Proben, in denen die oberste Streu- und Vermoderungsschicht mitenthalten ist, ist daher die Zahl der Pilze am größten. Besonders deutlich sieht man dies auf Standort III (Tab. 2), wo der größte Prozentsatz des Bodenprofiles an Humus in dieser Bodenschicht angetroffen wird.

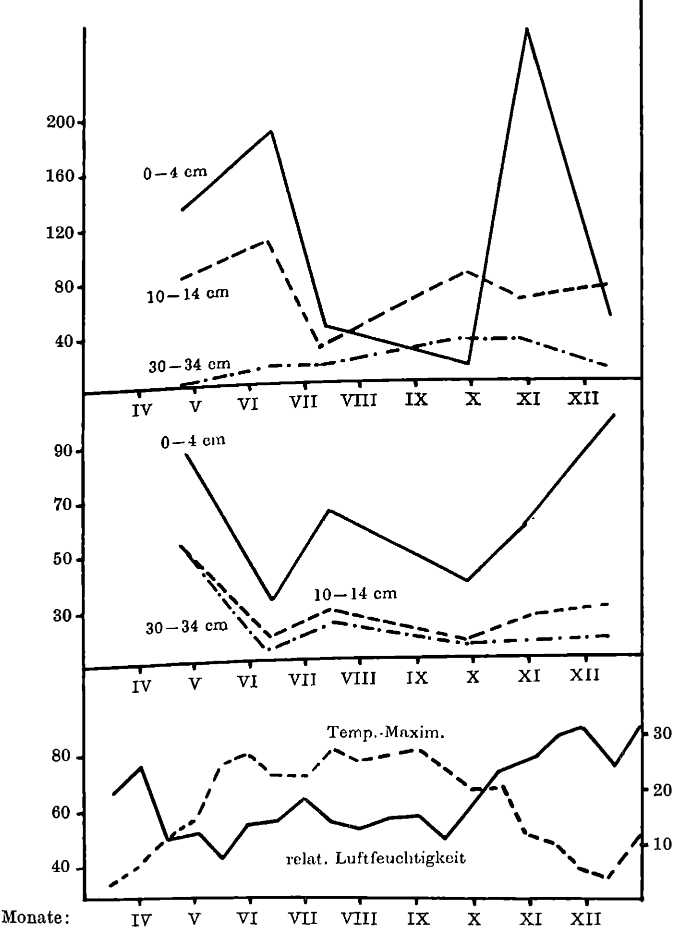


Abb. 14. Verlauf des Massenwechsels der Pilze (an der Ordinate in Tausenden aufgetragen) an Standort VIII (Pseudogley aus Flugstaubboden über Kristallinverwitterung unter Niederwald) in verschiedenen Bodentiefen im Jahre 1958. Darunter: Änderung des akt. Wassergehaltes in %. Die unterste Kurve stellt die Temperatur-Maximumwerte und die relat. Luftfeuchtigkeit dar.

Tabelle 2.

Zunahme der Pilze mit steigendem Humusgehalt.

Standort	Bodentiefe in cm Humus %	Datum	Pilze	Bodentiefe in cm Humus %	Datum	Pilze
III	0—4 cm 22,98%	15. IV. 7. V. 2. VII. 18. IX. 6. X. 24. XI.	188.500 128.000 79.000 4.000 54.000 50.000	2—6 cm 5,7%	15. IV. 7. V. 2. VII. 18. IX. 6. X. 24. XI.	33.000 81.000 53.000 7.000 54.000 41.000

Die Pilze sind noch empfindlicher gegen die Sättigung des Bodens mit Wasser als die Bakterien. Auf Standort VI, einem Anmoor, war aus diesem Grund die Zahl der Pilze sehr gering.

Der Standort VIII, ein Pseudogley unter Niederwald, muß gesondert besprochen werden: Die obersten Bodenhorizonte bis etwa 10 cm Tiefe verhalten sich so wie an allen anderen Standorten; sie zeigen die beiden Maxima im Frühjahr und im Oktober und das größte Minimum im September, die Schwankungen der aeroben und der anaeroben Bakterien sind nur sehr gering. Ab 20 cm Bodentiefe kann nur mehr ein Mikroorganismen-Maximum beobachtet werden, und zwar im Spätsommer bis Herbst (vgl. Abb. 12—14). Die Erklärung hiefür ist einfach zu geben: Das Tagwasser, das im Frühjahr in dieser Bodentiefe stagniert, verdunstet im Laufe des Sommers. Solange es wirksam ist, verhindert es eine stärkere Entwicklung der Mikroorganismen, sobald es vertrocknet, finden diese bessere Existenzbedingungen und können sich daher stärker vermehren. Die eingipflige Mikrobenkurve konnte nur im Jahre 1958 beobachtet werden, da im Jahre 1957 zur Zeit, in der die Versuche anliefen, kein Stauwasser mehr vorhanden war (vgl. Tab. 1). Der Standort VIII stellt mit seiner eingipfligen Kurve eine humide Insel in einem sommertrockenen Gebiet dar. In sehr trockenen Jahren kann allerdings auch dieser, was durch die Verhältnisse im Jahre 1957 bezeugt wird, seine humiden Eigenschaften einbüßen.

Hinsichtlich des Einflusses des p_H-Wertes auf die Mikroorganismen läßt sich in Übereinstimmung mit FEHÉRS Beobachtungen (1933) folgendes feststellen: Die höchsten und niedersten p_H-Werte fallen entweder mit den Maxima und Minima der Mikro-

 ©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

benzahlen zusammen oder verhalten sich genau entgegengesetzt zu diesen (siehe Abb. 15 und 16 und Tab. 1). Die Mehrzahl der

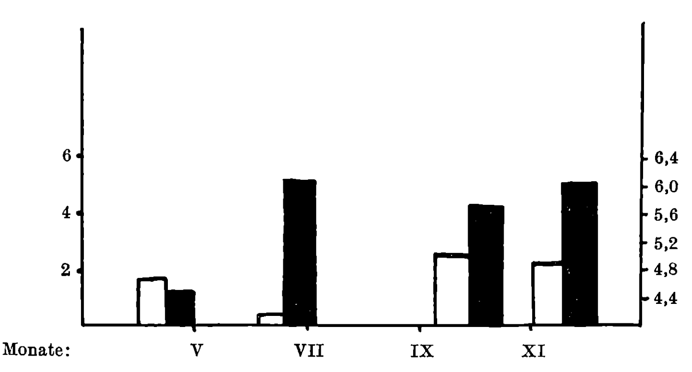


Abb. 15. Abhängigkeit des pH-Wertes von der Zahl der aeroben Bakterien, Standort II, 10—14 cm Bodentiefe, im Jahre 1957. Die pH-Werte sind auf der rechten Ordinate aufgetragen und durch die schwarzen Blöcke dargestellt, die Bakterien sind auf der linken Ordinate in Millionen aufgetragen und durch weiße Blöcke dargestellt.

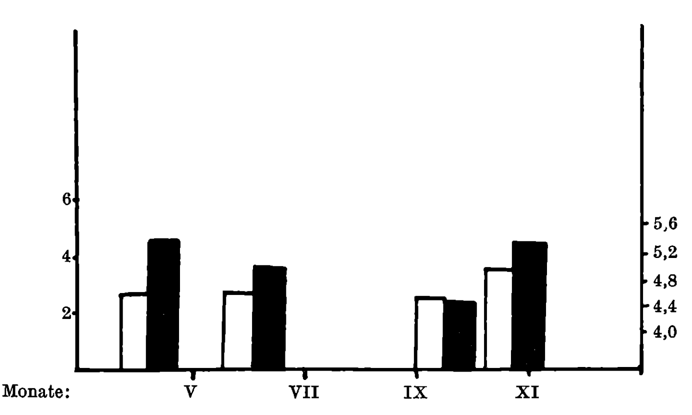


Abb. 16. Abhängigkeit des pH-Wertes von der Zahl der aeroben Bakterien: Standort VII (Flugstaubboden über Kristallin unter Niederwald), 2—6 cm Bodentiefe, im Jahre 1957. Die pH-Werte sind auf der rechten Ordinate aufgetragen und durch schwarze Blöcke dargestellt, die Bakterien sind auf der linken Ordinate in Millionen aufgetragen und durch weiße Blöcke dargestellt.

Mikroorganismen gedeiht in neutralen bis schwach sauren Böden besser, als in solchen mit hoher Azidität. Sie erreichen daher ihre maximale Besatzdichte in annähernd neutralen Substraten. Da

intensive Mikrobenaktivität zu verstärkter Kohlendioxydproduktion führt, zudem nicht wenige Mikroorganismen Säuren als Stoffwechselprodukte ausscheiden, kann intensives Bodenleben zu vorübergehender Versauerung führen. Diese hat dann zwar eine Abnahme der Mikroorganismenzahl zur Folge, die aber nicht nachhaltig ist, da der Aziditätsgrad auch durch die Basenreserven des Bodens reguliert wird. Die Zunahme der Azidität mit steigender Zahl der Mikroorganismen kann im Jahre 1957 besonders auf den Standorten II und VII, im Jahre 1958 auf den Standorten I, Ia, III und IV (2—6 cm) beobachtet werden (vgl. Tab. 1 und Abb. 15 und 16).

In Böden, die reich an organischer Substanz sind, wie besonders an den Standorten I, II, III und IV, ist die Zahl der Mikroben, besonders die der Bakterien, größer als an den humusärmeren Standorten VII und VIII (vgl. Abb. 2—5 und 12). Die Proben unter Wiesen zeigen höhere Bakterienzahlen, als die Waldproben mit annähernd gleichen Humusmengen.

Zusammenfassend ist zu sagen, daß zwar Temperatur und Feuchtigkeit den Massenwechsel der Mikroorganismen entscheidend beeinflussen, daß daneben aber doch auch andere Faktoren, wie Bodendurchlüftung, Azidität, Humusgehalt und Vegetationsdecke, die Besatzdichte mitbestimmen.

VI. Die physiologischen Gruppen

Von den physiologischen Gruppen wurden die aeroben und anaeroben Zellulosezersetzer, die Denitrifikanten und die Stickstoffbinder genauer untersucht.

a) Zellulosezersetzer: Die Zellulosen bilden die Hauptmasse der durch Pflanzenrückstände dem Boden zugeführten organischen Stoffe, ihre Aufschließung ist daher von einiger Bedeutung für den Boden. Die Fähigkeit zur Zellulosezersetzung besitzen sowohl gewisse Bakterien als auch Pilze und verschiedene Aktinomyceten.

Aerobe zellulosezersetzende Bakterien sind *Cellulomonas* und *Cellvibrio*. Sie dürften nach W. LOUB (1956) im allgemeinen in sauren Böden fehlen. *Mycococcus cytophagus* ist ein zellulosezersetzender Aktinomycet. Nach R. BOKOR (1930) spielt dieser Organismus im Waldboden neben der pilzlichen Zersetzung bei der Verarbeitung der Zellulose eine bedeutende Rolle. Bei neutraler Reaktion weist er, nach diesem Autor, ein üppiges Wachstum auf, während er gegen saure Reaktion des Substrates empfindlich ist. Auch D. FEHÉR (1933) findet diesen Strahlenpilz in jedem Boden mit Ausnahme einiger sehr schlechter und saurer Böden.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Unter den Pilzen besitzen zahlreiche Arten die Fähigkeit Zellulose anzugreifen, so z. B. *Trichoderma koningi* und *Tr. lignorum*, Vertreter der Gattungen *Cephalosporium*, *Aspergillus* und *Penicillium*, wie z. B. *Penic. chrysogenum*. Auch *Humicola* und Vertreter der Gattung *Fusarium* sind zur Zellulosezersetzung befähigt. Nach S. A. WAKSMAN (1926 und 1927) hemmt Mangel an Nährstoffen, und zwar besonders an Stickstoff, die Zersetzungskraft der Pilze. W. und M. WOSNJAKOWSKAJA (1954) weisen auf eine enge Zusammenarbeit der zellulosezersetzenden Bakterien mit *Azotobacter* hin. *Azotobacter* kann danach die Zersetzungsprodukte des Zellgewebes als Kohlenstoffquelle ausnützen, während für die Entwicklung der zellulosezersetzenden Bakterien das Vorhandensein der zugänglichen Stickstofformen entscheidend ist.

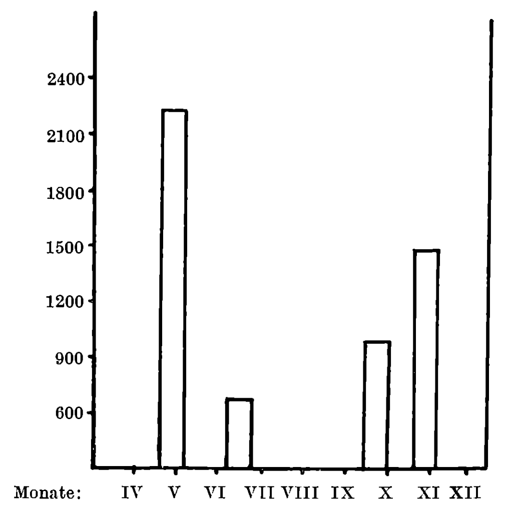


Abb. 17. Aerobe Zellulosezersetzung an Standort I in 0—4 cm Bodentiefe im Jahre 1957.

Die Tab. 1[1] und die Abb. 17—20 und 21—22 zeigen den jahreszeitlichen Verlauf der aeroben und anaeroben Zellulosezersetzung. Danach sind zwei Maxima zu beobachten: Eines davon tritt im Frühjahr auf und fällt etwa mit dem der aeroben und

[1]) Die in den Tabellen angegebenen Zahlen stellen keine absoluten Zahlenwerte dar, sondern nur Relativwerte. Sie wurden durch Division der zersetzten Fläche des Fitrierpapiers durch die Fläche einer Kolonie von 1 mm Durchmesser erhalten nnd geben somit die Anzahl dieser Kolonien auf der angegriffenen Fläche wieder.

anaeroben Bakterien und der Pilze zusammen, das Herbstmaximum kann aber mitunter schon etwas früher auftreten als das der übrigen

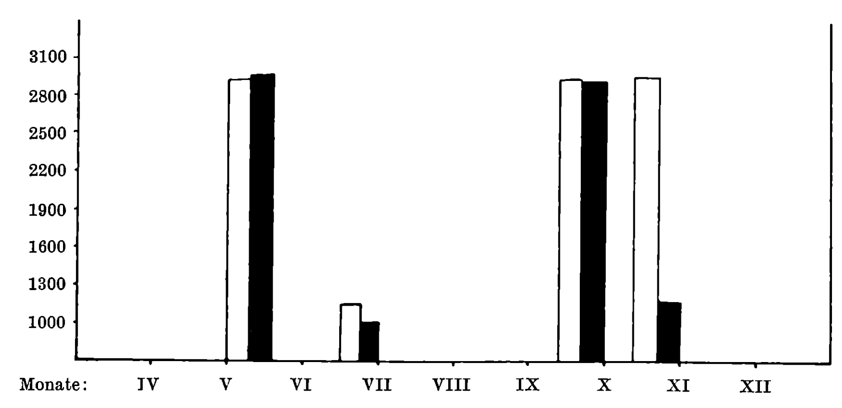


Abb. 18. Aerobe Zellulosezersetzung an Standort IV in 2—6 cm (weiße Blöcke) und 10—14 cm Bodentiefe (schwarze Blöcke) im Jahre 1957.

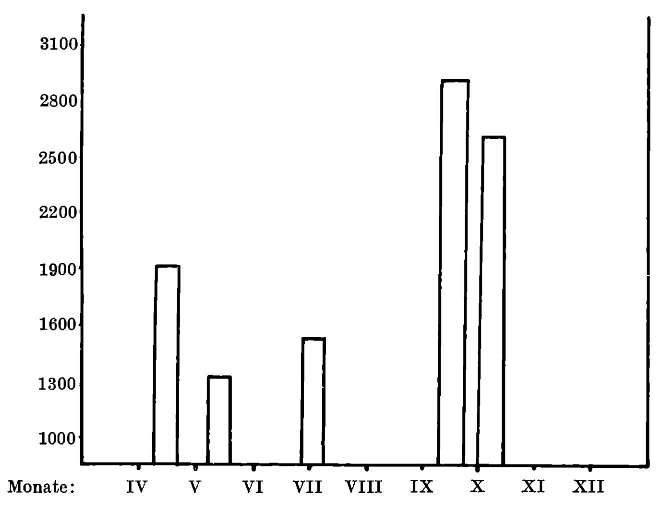


Abb. 19. Aerobe Zellulosezersetzung an Standort III in 2—6 cm Bodentiefe im Jahre 1958.

Mikroorganismen. Meist fällt auch dieses mit dem allgemein üblichen Maximum zusammen. Es ist immer etwas größer als das Frühjahrsmaximum.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Mit den üblichen Kulturmethoden ist es sehr schwierig, die Aktivität der Pilze von der der Bakterien quantitativ zu trennen. Es kann lediglich durch das öftere Auftreten und die starke Entwicklung von Pilzhyphen auf eine starke Aktivität derselben geschlossen werden.

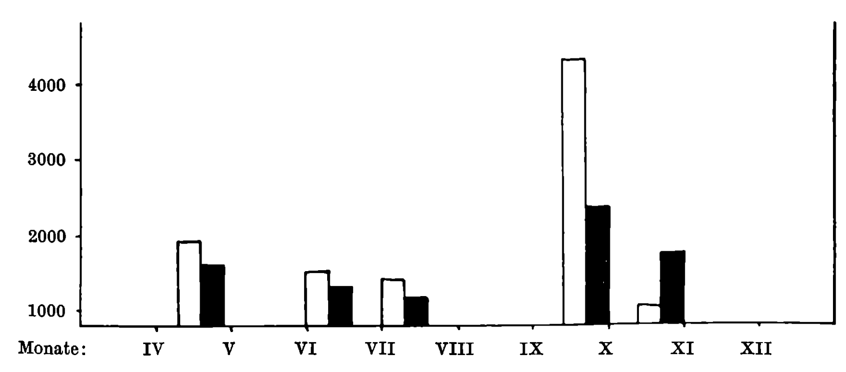


Abb. 20. Aerobe Zellulosezersetzung an Standort VIII in 0—4 cm (weiße Blöcke) und 10—14 cm Bodentiefe (schwarze Blöcke) im Jahre 1958.

Tabelle 3.

Zellulosezersetzung auf Standort VI im Jahre 1958.

Standort	Bodentiefe in cm	Datum	aerobe Zellulosezersetzer	anaerobe Zellulosezersetzer
VI	0—4	22. IV.	total	total
		9. VI.	ca. 4000	total
		3. VII.	2714	2852
		29. IX.	total	3000
		28. X.	3000	total
		9. XII.	2900	2900

Die stärkste Zellulosezersetzung findet auf Standort VI statt (siehe Tab. 3). Es arbeiten hier sowohl die aeroben als auch die anaeroben Zellulosezersetzer am intensivsten. Hier spielen sicher die Bakterien die viel größere Rolle als die Pilze, da letztere den hohen Wassergehalt dieses Standortes nicht vertragen. Auf den Standorten VII und VIII, die nach dem Anmoor Standort VI die stärkste aerobe Zellulosezersetzung zeigen (siehe Tab. 1 und 3 und Abb. 20 und 22), spielen wahrscheinlich die Pilze die viel größere

Rolle. Sie ersetzen in den saureren Böden die Bakterien, die in solchen Substraten zurücktreten.

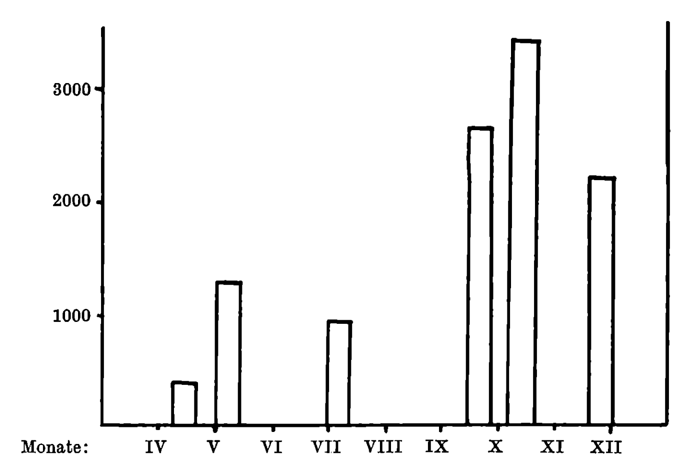


Abb. 21. Anaerobe Zellulosezersetzung an Standort IV in 10—14 cm Bodentiefe im Jahre 1958.

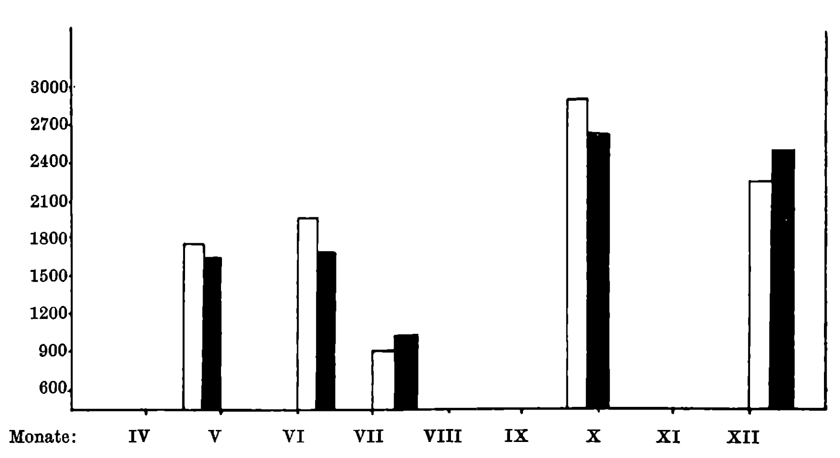


Abb. 22. Anaerobe Zellulosezersetzung an Standort VIII in 0—4 cm Bodentiefe (weiße Blöcke) und in 10—14 cm Bodentiefe (schwarze Blöcke) im Jahre 1958.

b) Denitrifikanten: Unter Denitrifikation versteht man eine Nitratreduktion, die über Nitrit und Ammoniak bis zu elementarem Stickstoff führt. Sie wird unter anaeroben Bedingungen von

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Bakterien, die sonst aerob leben, durchgeführt. Der fehlende Sauerstoff stammt aus dem Nitrat.

Im Jahreszyklus treten an den in vorliegender Arbeit untersuchten Standorten zwei Maxima auf, und zwar eines im Frühjahr und eines im Herbst, dazwischen liegt ein Minimum im Winter und eines im Sommer. Die Maxima fallen mit denen der anderen Mikroben zusammen. Die Ergebnisse sind in Tab. 4 zusammengefaßt. Die geringste Denitrifikation wurde auf Standort VIII beobachtet. Dieser Standort zeigt auch die geringste Zahl an aeroben Bakterien (ungünstige Lebensbedingungen vor allem saure Reaktion des Substrates). In den unteren Horizonten ist eine geringere Aktivität zu beobachten. Am wenigsten ist diese Abnahme auf Standort II, einer Lößbraunerde, also einem lockeren Boden, ausgeprägt. J. T. NETTE (1955) beobachtete im Wurzelbereich der Eiche zehn- bis hundertmal mehr denitrifizierende Bakterien als im wurzelfreien Boden. Viele von ihnen denitrifizieren die Nitrate nur bis zum NO_2—.

c) Stickstoffbinder: Zur Fixierung des Luftstickstoffs sind einerseits freilebende Mikroben, vor allem Bakterien, aber auch einige Aktinomyceten befähigt, andererseits Mikroorganismen, die in Symbiose mit höheren Pflanzen und mit Tieren (L. TOTH u. a.) leben. Auch Algen, und zwar besonders *Cyanophyceen*, können den Luftstickstoff assimilieren. Der wichtigste aerobe stickstoffbindende Organismus ist *Azotobacter*. *Bacillus amylobacter* ist der häufigste anaerobe Stickstoffbinder. Seine Stickstoffbindungsfähigkeit ist geringer als die des *Azotobacter*. Gegen die Reaktion des Substrates ist *B. amylobacter* aber unempfindlicher als dieser.

In vorliegender Arbeit wurden nur die aeroben freilebenden Stickstoffixierer und hier vor allem *Azotobacter chroococcum* untersucht. Dieser Organismus ist, wie bekannt, streng aerob, kommt nur in mehr oder weniger neutralen und nährstoffreichen Böden vor und wird durch Kalk, auch wenn der Boden sonst saurer ist, begünstigt, da der Kalk neutralisierend wirkt. Der optimale p_H-Bereich für das Wachstum von *Azotobacter chroococcum* liegt zwischen p_H 6,46—7,73 (C. STAPP und G. RUSCHMANN, 1924). H. WENZEL (1934) berichtet, daß *Aotobacter* in den Hygrophyten- und in den gemäßigten Halophytengesellschaften am Neusiedler See vorkommt.

In Tab. 5 sind die Ergebnisse zusammengefaßt. Daraus geht hervor, daß alle Standorte, in denen *Azotobacter* nachgewiesen wurde, kalkhältig sind und p_H-Werte aufweisen, die innerhalb des optimalen Bereiches liegen. Er ist in den mullartigen Rendsinen

Tabelle 4. Denitrifikation im Jahre 1958.

Standort	Bodentiefe	Datum	Verdünnung 1:	Nitrit- bzw. NH_3-bildung
Ia	0—4	15. IV.	500.000	++++
		7. V.	500.000	+++
		2. VII.	1,000.000	++
		18. IX.	1,000.000	+++
		6. X.	1,000.000	++
II	2—6	9. IV.	500.000	+
		12. V.	1,000.000	++++
		16. VI.	500.000	+++
		22. IX.	500.000	+++
		6. X.	1,000.000	++
	10—14	9. IV.	1,000.000	+
		12. V.	1,000.000	++
		16. VI.	1,000.000	++
		22. IX.	500.000	+++
		6. X.	1,000.000	++
III	0—4	15. IV.	1,000.000	+
		7. V.	1,000.000	++++
		2. VII.	1,000.000	++
		18. IX.	500.000	++
		6. X.	1,000.000	++
		24. XI.	1,000.000	+
	2—6	15. IV.	500.000	++++
		7. V.	1,000.000	+
		2. VII.	500.000	++++
		18. IX.	500.000	+
		6. X.	1,000.000	++
		24. XI.	1,000.000	+
IV	2—6	15. IV.	1,000.000	++
		7. V.	1,000.000	+
		2. VII.	500.000	++++
		18. IX.	1,000.000	++
		6. X.	1,000.000	+
		24. XI.	1,000.000	+
VII	2—6	22. IV.	1,000.000	+
		9. VI.	1,000.000	+++
		7. VII.	1,000.000	+
		29. IX.	500.000	++++
		28. X.	1,000.000	+
		9. XII.	1,000.000	++
VIII	2—6	22. IV.	1,000.000	+
		9. VI.	500.000	+
		7. VII.	500.000	+
		29. IX.	1,000.000	+
		28. X.	500.000	+++
		9. XII.	500.000	+

\+ = schwache Nitrit- bzw. NH_3-Bildung. ++ = mittlere Nitrit- bzw. NH_3-Bildung.
+++ = starke Nitrit- bzw. NH_3-Bildung. ++++ = sehr starke Nitrit- bzw. NH_3-Bildung

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle 5. *Azotobacter* 1958.

Standort	Bodentiefe in cm	Datum	p_H-Werte in KCl	Vorkommen in Verdünnung
I	0—4	9. IV.	6,20	—
		12. V.	6,4	100 +
		16. VI.	6,25	—
		22. IX.	6,25	—
		6. X.	6,35	—
II	2—6	9. IV.	6,0	—
		12. V.	6,0	—
		16. VI.	6,0	1,000.000 + +
		22. IX.	5,6	—
		6. X.	6,0	—
III	0—4	15. IV.	6,25	—
		7. V.	6,3	100 +
		2. VII.	5,9	—
		18. IX.	6,0	—
		6. X.	5,9	—
	2—6	15. IV.	5,0	—
		7. V.	5,5	100 +
		2. VII.	6,35	—
		18. IX.	5,5	100 +
		6. X.	6,35	—
IV	2—6	15. IV.	6,3	100.000 +
		7. V.	6,5	100 +
		2. VII.	6,5	—
		18. IX.	7,0	100.000 + +
		6. X.	6,9	1,000.000 +
	10—14	15. IV.	6,5	—
		7. V.	6,5	—
		2. VII.	6,5	—
		18. IX.	6,95	100 + +
		6. X.	6,9	—
VI	0—4	22. IV.	6,7	1,000.000 +
		9. VI.	6,7	100 + +
		3. VII.	6,5	1,000.000 +
		29. IX.	6,75	100 +
		28. X.	6,6	100 + + +
		9. XII.	7,0	100 +
Ia	0—4	15. IV.	6,3	—
		7. V.	6,5	—
		2. VII.	6,5	—
		18. IX.	6,8	—
		16. X.	6,9	100.000 +
		24. XI.	6,5	100 + +

(Standort I und IV), in der Protorendsina, Standort Ia, in der Terra fusca, Standort III, im Anmoor, Standort VI, und in der Lößbraunerde, Standort II, zu finden. F. Kostiuc (1930) beschreibt diesen Organismus aus ähnlichen Bodentypen.

Am intensivsten ist seine Tätigkeit an den Standorten IV und VI, wo er fast immer gefunden wurde. Die p_H-Werte dieser Standorte liegen dem Neutralpunkt auch immer am nächsten. An den übrigen Standorten I, Ia, II und III trat er seltener auf, und zwar nur dann, wenn der p_H-Wert am höchsten lag. Die Tatsache, daß auf Standort Ia, dessen p_H-Werte nahe dem Neutralpunkt lagen, *Azotobacter* nicht häufig angetroffen wurde, weist darauf hin, daß er außer einer neutralen Reaktion des Substrates auch ein nährstoffreiches Medium benötigt. Ein solches findet er auf Standort IV und VI eher als auf dem viel humusärmeren Standort Ia. In der Terra fusca, Standort III, wurde er nur ganz selten festgestellt. Die Reaktion des Bodens liegt schon außerhalb des für ihn günstigen p_H-Bereiches. Da der Standort aber kalkhältig ist, wirkt dieser neutralisierend, so daß die Lebensbedingungen für *Azotobacter* doch nicht so ungünstig sind.

In den sauren Standorten V, VII, VIII und IX kann *Azotobacter* nicht nachgewiesen werden.

VII. Die besondere Bedeutung der mikroskopischen Bodenpilze in der Mikroflora der einzelnen Standorte

Die Tatsache, daß mikroskopische Pilze im Boden vorkommen, ist schon seit längerer Zeit bekannt, man hielt aber früher die Bakterien für diejenige Organismengruppe, die in erster Linie für die biologischen Vorgänge im Boden verantwortlich ist. Waksman (1922) wies nach, daß die Pilze nicht nur ein reich entwickeltes Mycel im Boden bilden, sondern auch durch die Zersetzung organischer Rückstände und die Festlegung von Nährstoffen in ihrer Zellsubstanz, den Nährstoffkreislauf zwischen Boden und Pflanze beeinflussen können. Sie spielen also im Boden eine sehr wichtige Rolle, und es ist heute eine feststehende Tatsache, daß in jedem Boden eine ganz bestimmte Pilzflora vorhanden ist.

Die wichtigsten Funktionen der mikroskopischen Pilze im Boden sind folgende: die rasche Zersetzung organischer Substanzen, besonders der Zellulose, die Synthese großer Mengen Pilzmycel, die Stickstoffbindung, die Produktion von Antibiotica und niedermolekularen organischen Säuren, die Bildung ektotropher Mykorrhizen mit Bäumen und einer Anzahl anderer Pflanzen, wie z. B. Ericaceen, Orchidaceen usw. E. Wolf (1952—1954) weist z. B.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

auf die ektotrophe Mykorrhiza an verschiedenen *Vaccinium* Arten hin, die von verschiedenen Vertretern der Gattung *Mortierella* herrühren. Die Pilze sind daher diejenigen Vertreter der Bodenmikroflora, die am ehesten einen Zusammenhang mit der Vegetation zeigen. Sie sind wahrscheinlich auch bei der Bildung des so wichtigen Humus wesentlich beteiligt. E. KÜSTER (1950) u. a. weist auf Grund chromatographischer Untersuchungen von Boden- und Pilzhumus sowie durch die Bestimmung der verschiedenen Stickstoffraktionen nach, daß von *Aspergillus niger* im Verlauf der Autolyse heterozyklische Stickstoffverbindungen ausgeschieden werden, wie sie in ähnlicher Form auch im Bodenhumus vorliegen.

In diesem Zusammenhang darf die Bedeutung der Makropilze nicht unerwähnt bleiben, da auch sie als Mykorrhizapilze von größter Bedeutung sind. Sie wirken auch in den obersten Horizonten an der Lignin- und Zellulosezersetzung mit. Ihre Aktivität ist oft von derjenigen der Mikroflora nicht zu trennen. Die Makropilze wurden u. a. von meinem verehrten Lehrer, Herrn Prof. HÖFLER und Mitarbeitern soziologisch, physiologisch und ökologisch eingehendst studiert (siehe Literaturverzeichnis).

Besondere Bedeutung besitzen sowohl die Makro- als auch die Mikropilze in den bewaldeten und humusreichen Standorten. Da die meisten in vorliegender Arbeit untersuchten Standorte mehr oder weniger dichte Laubwälder tragen und die mikroskopischen Bodenpilze, wie schon erwähnt, am deutlichsten einen Zusammenhang zwischen Vegetation und Mikroflora erkennen lassen, soll auf sie besonders eingegangen werden.

Der Massenwechsel der mikroskopischen Bodenpilze im Jahreszyklus wurde schon in einem der vorangegangenen Kapitel behandelt. In diesem Kapitel sollen die qualitativen Ergebnisse zusammengefaßt werden.

Alle in den einzelnen Standorten gefundenen Arten sind in Tab. 6 angeführt. Die arabischen Ziffern in der Tabelle bedeuten die Zahl der Funde an dem betreffenden Standort, die römischen Ziffern die Stetigkeit des Pilzes. Wobei V (in Anlehnung an BRAUN-BLANQUET 1951) stets vorhanden (80—100% der Einzelproben), IV meist vorhanden (60—80% der Proben), III öfter vorhanden (40—60% der Proben), II nicht oft vorhanden (40—20% der Proben) und I selten vorhanden (1—20% der Einzelproben) bedeutet.

Wie vorliegende Tabelle zeigt, sind die Mucorineen nicht sehr zahlreich vertreten. Es konnten nur 9 Arten isoliert werden. Der bekannte Ubiquist *Mucor razemosus* tritt wie auf der Tabelle

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle 6.

Vorkommen der einzelnen Arten[1].

Artnamen	I	Ia	Ib	Ic	IV	II	III	VI	VII	VIII	V	IX	Gesamte Häufigkeit des Pilzes
Rhizopus nigricans Ehrenberg (Pl. I, B)	—	—	—	—	—	2	—	—	1	1	—	—	4
Circinella tenella (Ling-Joung) Zycha....	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	—	—	1
Mucor hiemalis Gr..................	—	1	—	—	—	2	—	—	1	—	—	—	4
M. razemosus Fresenius................	2, III	3, IV	1	—	9, V	4, IV	7, V	2, II	6, IV	4, IV	3, IV	3, IV	44
M. silvaticus Hagem.................	—	—	—	—	—	2	—	—	—	1	—	—	3
Zygorhynchus moelleri Vuillemin.........	—	—	—	—	2, I	—	—	—	8, V	5, IV	3, IV	2, III	20
Mortierella isabellina (Oudemans) Zycha.	—	—	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	1
M. m. v. *pusilla*	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	1
M. ramanniana (Moeller) Linnemann....	—	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	1
Arachniotus citrinus Massee u. Salmon...	—	—	—	—	2	—	—	—	2	—	—	—	4
Gymnoascus cf. *reesii* Baranetzky.......	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	1
Fimetaria cf. *fimicola* (Roberge) Griffith u. Slaver	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	—	—	1
Aspergillus candidus Link..............	2	1	—	—	2	—	—	—	—	—	—	—	5
A. ustus (Bainier) Thom u. Church Pl. VIII, C........................	3, III	4, IV	1	1	5, III	—	—	1	—	—	—	—	15
A. funiculosus.....................	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	—	—	1
A niger van Tieghem Pl. VIII, E........	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	—	—	2
A. cf. *terreus* Thom	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	—	—	1
Penicillium turbatum Westling	1	—	—	—	1	—	1	—	—	—	3	—	6
P. pusillum Smith	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	—	1
P. frequentans Westling...............	3, III	—	1	—	4, III	3, III	2, I	1	3, II	1	2, III	4, V	24
P. citreo-viride Biourge	—	—	—	—	—	2	—	—	1	—	—	—	3
P. fellutanum Biourge	6, V	—	—	—	2, I	—	3, II	—	—	—	—	1	12
P. cf. *roseo-purpureum* Dierckx.........	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	1	2

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

(Fortsetzung)

Artnamen	I	Ia	Ib	Ic	IV	II	III	VI	VII	VIII	V	IX	Gesamte Häufigkeit des Pilzes
P. vinaceum Gilman u. Abbott	—	—	—	—	—	—	2	—	1	—	—	1	4
P. waksmani Zaleski	—	1	—	—	2	—	2	—	—	—	—	—	5
P. cf. *raistrickii* Smith	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	—	1
P. miscynskii Zaleski	—	1	—	—	2	—	1	—	—	—	—	—	4
P. lilacinum Thom	—	2	1	1	1	1	2	—	—	1	1	—	10
P. humuli van Beyma	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	2
P. nigricans (Bainier) Thom	1	—	—	—	—	2	1	—	—	1	—	2	7
P. albidum Sopp	1	—	—	—	—	1	—	—	—	—	1	—	3
P. melinii Thom	—	—	—	—	—	—	—	—	9, V	8, V	—	—	17
P. corylophilum Dierckx	—	—	—	—	1	—	1	—	—	1	—	—	3
P. citrinum Thom	1	—	—	—	—	2	1	—	—	1	—	—	5
P. chrysogenum Thom	—	—	—	—	—	1	—	—	1	—	—	—	2
P. notatum Westling	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	1	2
P. terrestre Jensen	2	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2
P. italicum Wehmer	—	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	1
P. olivino-viride Biourge	—	—	—	—	—	3	—	—	—	—	—	—	3
P. claviforme Bainier	—	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	1
P. clavigerum Demelius	—	—	—	—	1	1	—	2	1	—	—	—	5
P. albicans Bainier	1	1	—	—	1	—	2	—	—	—	—	—	5
Scopulariopsis brevicaulis (Sacc.) Bainier	—	—	—	—	3, II	7, V	1	—	2	—	—	—	13
Gliocladium catenulatum Gilman und Abbott	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	—	1
Gl. deliquescens Serie	1	4, IV	1	1	2	1	3	1	—	—	—	—	14
Gl. penicilloides Corda	3, III	1	1	1	7, IV	—	1	2, I	2, I	1	6, V	1	26
Gl. roseum Bainier	—	—	—	—	—	—	—	—	1	—	—	—	1
Spicaria violacea Abbott	—	—	—	—	5, III	—	1	—	2	—	3, III	—	11
Stysanus stemonites (Persoon) Corda	1	—	1	—	4	2	—	1	—	1	1	—	11
Botrytis bassiana Balsamo[2]	—	—	—	—	—	1	—	—	2	—	—	—	3

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

(Fortsetzung)

Artnamen	I	Ia	Ib	Ic	IV	II	III	VI	VII	VIII	V	IX	Gesamte Häufigkeit des Pilzes
Monilia humicola Oudemans	—	—	—	—	—	1	—	1	2, II	2, II	1	—	7
M. nigra	—	—	—	—	—	—	2	—	—	2	—	—	4
Geotrichum candidum Link Pl. VII, A[3]	1	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1
Hyalopus christallinus Kubiena	1	1	—	—	1	—	1	—	1	—	—	—	5
Cephalosporium acremonium Corda	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	—	1
Trichoderma album Preuss	—	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	1
Tr. koningi Oudemans	1	3, III	—	1	6, IV	5, IV	7, IV	3, II	4, III	7, V	3, III	2, III	42
Tr. lignorum (Tode) Harz Pl. VII, B	—	1	—	—	2	2	1	—	—	1	—	—	7
Acrostalagmus cinnabarinus Corda	—	—	—	—	—	2	—	5	3	—	—	—	10
Pullularia pullulans (de Bary) Beckhaut[4]	—	1	—	—	2	3	2	—	1	—	—	—	9
Hormiscium stilbosporum (Sacc.) Corda	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	—	—	1
Torola herbarum	—	—	—	—	—	1	—	—	1	—	—	—	2
T. allii (Harz) Saccardo	—	—	—	—	—	1	—	—	—	1	—	—	2
Stachybotrys atra Corda	—	—	—	—	—	—	—	1	—	—	—	—	1
Humicola grisea Traaen[5]	—	—	—	—	1	1	—	—	—	1	—	—	3
Cladosporium herbarum (Person) Link Pl. IX, D	1	—	—	—	—	2	—	1	1	1	—	—	6
Alternaria humicola Oudemans	1	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1
A. tenuis Nees Pl. VIII, B. C	—	1	1	—	1	3	—	—	—	1	—	—	7
Fusarium dimerum Penzig	1	—	—	1	—	—	—	2	—	—	—	—	4
F. merismoides Corda	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	1	3

[1] In der Tabelle bedeuten: die arabischen Ziffern die Zahl der Funde, die römischen Ziffern die Stetigkeit.

[2] Eine Anzahl der Arten dieser Gattung bildet Sklerotien und gehört als Nebenfruchtform zu *Botryotinia (Pezizales, Ascomycetes)*.

[3] Synonym: *Oidium lactis*.

[4] Synonym: *Dematium pullulans* de Bary Pl. IX, E.

[5] Synonym: *Monotospora daleae* Mason.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

deutlich zu erkennen ist, am stärksten hervor. Er wurde an allen untersuchten Standorten sehr häufig beobachtet. *Rhizopus nigricans*, eine ebenfalls sehr weit verbreitete Art, wurde einige Male gefunden. *Mucor silvaticus* wurde nur aus waldigen Standorten isoliert, und zwar aus Standort II, einem Laubwald auf Lößbraunerde, und Standort VIII, einem Niederwald auf Pseudogley. Auch *Zygorhynchus moelleri* wurde recht häufig festgestellt. Er bevorzugt die sauren Standorte, wie aus den Stetigkeitswerten hervorgeht. Dasselbe beobachten auch R. H. KREHL-NIEFFER (1951), J. MUSCAT (1955) und F. JOHANN (1933). Die Ascomyceten sind mit 43 Arten die am stärksten vertretene Pilzgruppe. Unter ihnen treten wiederum besonders die Penicillien mit 25 Arten hervor. Die Gattung *Aspergillus* ist mit 5 Arten vertreten und zwar sind dies: *Aspergillus candidus*, *A. ustus*, *A. funiculosus*, *A. niger* und *A. terreus*. *Aspergillus candidus* wurde nur in den verschiedenen Rendsinen regelmäßig gefunden. Er stellt nach A. NIETHAMMER (1937) auf Grund seiner Verbreitung eine ausgesprochen wärmeliebende Art dar. Er wurde von A. RAILLO (1929) aus S-Rußland beschrieben, O. VERONA (1929 und 1945) wies ihn in Italien und A. NIETHAMMER (1937) mehrere Male in Jugoslawien nach. Meine Fundorte bestätigen den thermophilen Charakter dieser Art, denn sie stellen durchwegs der Sonnenbestrahlung stark exponierte, xerotherme Südhänge, wie die Punkte I und IV, dar. Die häufigste Art der Gattung *Aspergillus* ist in den von mir untersuchten Standorten *Aspergillus ustus*. Er wurde nur auf kalkhältigen Standorten, wie I, I a, I b, I c, II und IV gefunden. Von den Penicillien ist *Penicillium frequentans* am häufigsten. Es ist an keinen Standort besonders gebunden. *Penic. fellutanum* dürfte für Standort I, eine mullartige Rendsina unter Trockenrasen, charakteristisch sein, da es hier mit höchster Frequenz beobachtet wurde. *Penicillium lilacinum* scheint nach meinen Beobachtungen kalkhältige Standorte zu bevorzugen, von JANKE-HOLZER (1929) wird es auch einmal aus Österreich aus dem Wiener Becken und damit sehr wahrscheinlich in kalkhältigem Substrat, beschrieben. STARČ (1942) allerdings isolierte diesen Pilz einmal aus einem Podsol Kroatiens. *Penic. melinii* wurde nur von sauren Standorten, also VII und VIII, isoliert, wo es bei jeder Probenentnahme, also mit höchster Stetigkeit, gefunden wurde. Ein spärliches Exemplar von *Penic. italicum* kann auf der Terra fusca, Standort III, festgestellt werden. Dieser Pilz bevorzugt südliche Lagen. Er wurde von A. RAILLO (1929) aus S-Rußland, von A. NIETHAMMER (1937) von den verschiedenen *Citrus*-Früchten, aus Erdreich unter Orangenbäumen, aus Sizilien und aus der neapolitanischen Kampagne, und von S. A. WAKSMAN (1930) aus den USA isoliert.

Penic. albicans wird wiederum nur auf kalkhältigen Standorten gefunden. Alle übrigen noch isolierten *Penicillien* zeigen entweder keine ausgesprochene Vorliebe zu besonderen Standortstypen, oder werden nur so selten gefunden, daß keine Bindung zu irgend einem Standort beobachtet werden kann. *Scopulariopsis brevicaulis* wurde ziemlich oft isoliert. Dieser Pilz war sowohl in sauren als auch in basischen Böden zu finden. Er dürfte also keinen besonderen Bodentyp bevorzugen. Nach KREHL-NIEFFER (1951) zeigt dieser Pilz schwaches Wachstum auf Tannin und Pektin, nach A. NIETHAMMER (1937) besitzt dieser Pilz Zellulosezersetzungsvermögen. Aus der Gattung *Gliocladium* wurden zwei Arten besonders häufig gefunden, nämlich *Gl. penicilloides* und *Gl. c. f. deliquescens*. Ersteres dürfte trockene Standorte bevorzugen, da es auf diesen mit größter Stetigkeit gefunden wurde (siehe Tab. 8), letzteres wurde nur aus kalkhältigen Böden isoliert, und zwar besonders häufig aus der Protorendsina bei Großhöflein. *Spicaria violacea* dürfte so wie *Gliocladium penicilloides* die wärmeren und trockeneren Standorte bevorzugen. *Stysanus stemonites* wurde nur aus kalkhältigen Böden isoliert. Er könnte direkt als ein Kalkindikator bezeichnet werden.

Aus der Gruppe der Fungi imperfecti wurden 19 Arten bestimmt. *Hyalopus cristallinus*, ein sonst nicht sehr häufig gefundener Pilz, konnte öfters festgestellt werden, und zwar sowohl auf sauren als auch auf basischen Böden. W. KUBIENA (1932) beschreibt diesen Pilz aus einem alkalischen Ackerboden bei Bruck a. d. Leitha und aus einem sauren Gebirgsboden in den schlesischen Beskiden. Er beobachtete den Pilz sehr häufig, und zwar direkt in den Bodenhohlräumen fruchtend, und sprach die Vermutung aus, daß dieser Pilz im Boden wahrscheinlich nicht so sehr selten ist, mit den üblichen Kulturmethoden aber schwer erfaßt werden kann und daher relativ selten gefunden wurde. *Trichoderma koningi* und *Tr. lignorum* sind die beiden Arten aus der Gruppe der Fungi imperfecti, die am häufigsten gefunden wurden. Über diese beiden Pilze liegt eine umfangreiche Literatur vor, da sie sehr weit verbreitet sind. Ihre Häufigkeit nimmt gegen den Süden zu ab. *Trichoderma koningi* ist sowohl in Wäldern als auch auf Wiesen, Äckern, Gärten und im Gebirge zu finden. Auch in meinen Proben war dieser Pilz neben *Mucor razemosus* die am häufigsten isolierte Art. Er wurde sowohl von sauren als alkalischen, von trockenen als auch feuchten Standorten isoliert. Auf alle übrigen Pilze wirkt er stark hemmend, da er Hemmstoffe, wie das Viridin und das Gliotoxin, ausscheidet. *Trichoderma lignorum*, deren Verbreitung mit der vorhin besprochenen Art zusammenfällt, wirkt auch auf einige Pilze hemmend, da auch diese Art einen Hemmstoff bilden kann. *Trichoderma album*,

 ©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

die dritte aus dieser Gattung isolierte Art, konnte nur einmal auf Standort III, der Terra fusca unter einem Flaumeichenbestand, isoliert werden. *Acrostallagmus cinnabarinus* wurde aus den Standorten II, VI und VII isoliert. Er soll nach R. WEIDLING (1932) eine ähnliche therapeutische Wirkung auf andere Pilze ausüben wie *Trichoderma koningi* und *lignorum*. *Hormiscium stilbosporum* wurde einmal aus Standort II isoliert. Nach A. RAILLO (1929) kommt es auch in S-Rußland vor, im Norden des Landes fehlt es. Die Gattung *Alternaria* war mit zwei Arten vertreten, nämlich *Alternaria humicola* und *A. tenuis*. Diese Gattung ist allgemein verbreitet. Auch *Pullularia pullulans* wurde öfters isoliert, die Gattung *Torula* wurde dagegen ziemlich selten beobachtet. *Cladosporium herbarum* war ebenfalls nicht sehr häufig. Aus der Gattung *Fusarium* wurden zwei Arten mit Sicherheit bestimmt, und zwar waren dies *Fusarium dimerum* und F. *merismoides*. Ersteres war nur auf neutralen Böden zu finden, letzteres hingegen wurde nur aus sauren Standorten, wie V und IX, isoliert.

Interessante Ergebnisse erhält man, wenn man verfolgt, bis in welche Bodentiefe die einzelnen Arten vordringen. Die stärkste Pilzentwicklung und der größte Artenreichtum findet sich in den obersten 10 cm. Der Grund hiefür sind die bessere Sauerstoffversorgung und die größeren Nährstoffmengen gegenüber den tieferen Schichten. Manche Arten sind nur in den obersten Schichten zu finden, andere hingegen können auch in den unteren Bodenhorizonten beobachtet werden. Tab. 7 gibt eine Übersicht über diese Verhältnisse. Wie aus dieser Zusammenstellung hervorgeht, treten die häufigsten Arten, wie *Mucor razemosus*. *Zygorhynchus moelleri*, *Penicillium frequentans* usw., auch in allen Bodenschichten auf. *Mucor silvaticus* und die drei isolierten *Mortierella*-Arten treten nur in den obersten Horizonten, also bis 4 cm Bodentiefe auf. *Aspergillus candidus* war ebenfalls nur in den obersten 0—6 cm zu finden, *Aspergillus ustus* hingegen wurde auch aus 30—34 cm Bodentiefe isoliert. dies allerdings nur in der mullartigen Rendsina, Standort IV. Dieser stellt einen lockeren, sandigen Boden dar, in dem die Durchlüftung offenbar auch in tieferen Schichten noch relativ günstig ist. Die Penicillien waren in der Mehrzahl auch noch in tieferen Bodenschichten zu finden. Ausnahmen hievon sind: *P. vinaceum*, *P. lilacinum*, *P. citrinum*, *P. terrestre*, *P. italicum* und *P. olivinoviride*. *Scopulariopsis brevicaulis* wurde noch aus 40—44 cm Bodentiefe isoliert ihr Optimum liegt aber auch in den obersten 10 cm. Die Gattung *Glibcladium* war nur in den obersten Schichten zu finden. Sie wurde, wie die Zahlenwerte in der Tab. 7 zeigen, nur ganz selten in 10—20 cm Bodentiefe gefunden. Auch *Spicaria*

Tabelle 7.

Vorkommen der Arten in verschiedenen Bodentiefen.

Artnamen	0—4 cm	2—6 cm	10—14 cm	20—24 cm	30—34 cm	40—44 cm
Rhizopus nigricans	4	—	1	—	—	—
Circinella tenella	—	—	1	—	1	—
Mucor hiemalis Gr.	2	—	1	—	—	1
M. razemosus	30	30	15	8	6	2
M. silvaticus	2	3	1	—	—	—
Zygorhynchus moelleri	8	11	6	—	5	—
Mortierella isabellina	1	—	—	—	—	—
M. m. v. pusilla	1	—	—	—	—	—
M. ramanniana	1	—	—	—	—	—
Arachniotus citrinus	1	2	1	—	3	—
Gymnoascus vergl. *reesii*	1	—	—	—	—	—
Fimetaria vergl. *fimicola*	—	1	—	—	—	—
Aspergillus candidus	5	1	—	—	—	—
A. ustus	9	3	—	2	2	—
A. funiculosus	—	1	—	—	—	—
A. niger	1	—	—	—	1	—
A. vergl. *terreus*	—	1	—	—	—	—
Penicillium turbatum	4	3	2	3	—	—
P. pusillum	1	1	—	1	—	—
P. frequentans	11	14	7	4	5	—
P. citreo-viride	—	—	2	—	—	1
P. fellutanum	9	4	2	2	1	—
P. vergl. *roseo-purpureum*	—	2	1	—	—	—
P. vinaceum	1	3	3	—	—	—
P. waksmani	4	3	3	2	2	—
P. raistrickii	1	1	—	—	—	—
P. misczynskii	4	2	2	1	1	—
P. lilacinum	6	3	3	1	—	—
P. humuli	—	1	2	—	—	—
P. nigricans	3	6	1	—	—	1
P. albidum	1	1	1	—	—	—
P. melinii	13	14	14	—	10	—
P. corylophilum	1	2	—	—	1	—
P. citrinum	2	2	2	—	—	1
P. chrysogenum	—	—	—	—	1	1
P. notatum	1	2	—	1	—	—
P. terrestre	2	—	—	—	—	—
P. italicum	—	—	1	—	—	—
P. olivino-viride	1	3	—	—	—	—
P. claviforme	1	—	—	—	—	—
P. clavigerum	2	1	—	1	—	1
P. albicans	4	3	1	1	1	—
Scopulariopsis brevicaulis	6	7	7	2	3	3
Gliocladium catenulatum	—	1	—	—	—	—
Gl. deliquescens Serie	10	3	2	—	—	—

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

(Fortsetzung)

Artnamen	0—4 cm	2—6 cm	10—14 cm	20—24 cm	30—34 cm	40—44 cm
Gl. penicilloides	13	14	7	5	—	—
Gl. roseum	—	1	—	—	—	—
Spicaria violacea	8	4	4	3	—	—
Stysanus stemonites	4	3	3	—	—	1
Monilia humicola	3	4	3	—	1	—
Monilia nigra	2	2	2	—	—	—
Geotrichum candidum ...	1	—	—	—	—	—
Hyalopus cristallinus	3	2	—	—	—	—
Cephalosporium acremonium	—	—	1	—	—	—
Trichoderma album	—	1	1	—	—	—
Tr. koningi	23	22	16	4	6	—
Tr. lignorum	4	1	3	—	—	—
Acrostalagmus cinnabarinus	6	2	1	1	—	—
Pullularia pullulans	5	5	2	—	—	1
Hormiscium stilbosporum	1	—	—	—	—	—
Torula herbarum	1	1	2	—	—	1
T. allii	1	—	1	—	—	—
Stachybotrys atra	1	—	—	—	—	—
Humicola grisea	2	2	1	—	—	—
Cladosporium herbarum	3	1	—	—	1	1
Alternaria humicola	1	—	—	—	—	—
A. tenuis	4	2	1	—	—	—
Fusarium dimerum	2	1	—	—	—	—
F. merismoides	—	1	—	1	—	—

violacea und *Stysanus stemonites* wurden nur in den obersten 10 cm gefunden, ebenso die beiden *Monilia*-Arten. Die Vertreter der *Fungi imperfecti* wurden fast ausschließlich nur in den obersten 10 cm festgestellt. Die meisten Pilze dieser Gruppe sind gute Zellulosezersetzer. wie z. B.: *Trichoderma koningi* und *Tr. lignorum* (S. A. WAKSMAN, 1930; KREHL-NIEFFER, 1951; NIETHAMMER. 1933, und STAPP und BORTELS, 1934) *Cephalosporium* (S. A. WAKSMAN, 1930), *Humicola* (WAKSMAN, 1930) und *Fusarium dimerum* (KREHL-NIEFFER, 1951, und WAKSMAN, 1930). Dies dürfte auch der Grund dafür sein, daß sie nur in den obersten Schichten, wo eben die meiste Zellulose vorhanden ist, zu finden sind.

Tab. 8 gibt Aufschluß über das jahreszeitliche Auftreten der einzelnen Arten. Man sieht auf den ersten Blick, daß eine Reihe von Arten das ganze Jahr hindurch beobachtet werden kann, darunter die schon mehrmals erwähnten Ubiquisten *Mucor razemosus*, *Trichoderma koningi*, *Penicillium frequentans* usw., andere Pilze wiederum treten nur zu bestimmten Jahreszeiten hervor.

Tabelle 8.

Vergleich der Standortspektren.

Artnamen	April		Mai		Juni		Juli		Sept.		Okt.		Nov.		Dez.
	57	58	57	58	57	58	57	58	57	58	57	58	57	58	58
Rhizopus nigricans		+		+		+				+					
Circinella tenella									+						
Mucor hiemalis	+														
M. razemosus	+	+	+	+	+	+			+	+	+	+	+	+	+
M. silvaticus	+				+										
Zygorhynchus moell.	+		+			+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Mortierella isabell.							+								
M. m. v. *pusilla*					+										
M. ramanniana									+						
Arachniotus citrin.				+		+						+		+	+
Gymnoascus cf. *reesii*						+									
Fimetaria cf. *fimicola*												+			
Aspergillus candidus	+	+		+	+										
A. ustus	+		+	+				+	+	+	+	+	+	+	+
A. funiculosus												+			
A. niger		+	+												
A. cf. *terreus*												+			
Penicillium turbatum					+		+	+	+		+				
P. pusillum									+						
P. frequentans	+	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+
P. citreo viride	+					+					+				
P. fellutanum	+	+	+	+			+		+				+		
Penicillium cf. *roseo purp.*								+					+		
P. vinaceum								+				+			
P. waksmani				+					+		+				
P. raistrickii				+											
P. misczynskii				+				+	+		+				
P. lilacinum		+		+				+		+		+			
P. humuli			+				+		+						
P. nigricans	+		+						+				+		
P. albidum	+								+						
P. melinii	+	+	+			+		+	+	+	+	+			
P. corylophilum									+						
P. citrinum	+	+	+		+				+						
P. chrysogenum			+										+		
P. notatum									+						
P. terrestre	+														
P. italicum									+						
P. olivino-viride		+		+	+										
P. claviforme									+						
P. clavigerum						+		+					+		
P. albicans			+		+										
Scopulariop. bre.	+	+	+	+	+	+			+			+	+	+	

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

(Fortsetzung)

Artnamen	April		Mai		Juni		Juli		Sept.		Okt.		Nov.		Dez.
	57	58	57	58	57	58	57	58	57	58	57	58	57	58	58
Gliocladium cat.											+				
Gl. deliquesc. S.		+	+	+				+		+	+	+		+	
Gl. penicilloides		+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+		
Gl. roseum											+				
Spicaria violacea		+	+		+				+		+				
Stysanus stemonites ..				+	+	+		+		+	+			+	
Botrytis Bassiana	+					+			+						
Monilia humicola ...						+		+	+						
M. nigra			+												
Geotrichum candid.		+													
Hyalopus cristal.	+	+	+												
Cephalospr. acrem.					+										
Trichoderma album ..			+												
Tr. koningi...	+	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+
Tr. lignorum	+			+						+	+	+			
Acrostalagmus cin.	+			+		+		+	+		+	+			+
Pullularia pullul.		+		+		+		+				+			
Hormiscium stilb.					+										
Torula herbarum	+		+												
T. allii		+		+											
Stachybotrys atra					+										
Humicola grisea.....				+	+										
Cladosporium her.		+						+	+						
Alternaria hum.				+											
A. tenuis...........		+		+	+					+					
Fusarium dimer.....		+			+		+					+			
F. merismoides									+		+				

Einige davon sind nur im Frühjahr zu beobachten. Dies sind nach meinen Beobachtungen: *Mucor silvaticus*, *M. hiemalis*, *Hyalopus cristallinus*, *Penicillium citrinum* (im Sommer war sein Auftreten nur sehr spärlich), *Penicillium olivino-viride*, auch die Gattung *Torula* wurde nur im Frühjahr beobachtet. Andere Pilze waren dagegen nur in der warmen Periode zu beobachten, wie z B.: *Monilia humicola*, *Aspergillus candidus*, *Penicillium turbatum*, *P. pusillum*, *P. c. f. vinaceum*, *P. lilacinum*, *P. humuli*, *P. albicans*, *P. italicum*, die Gattung *Gliocladium*, *Spicaria violacea*, *Humicola grisea* und *Stysanus stemonites*. Bei diesem Pilz konnte man beobachten, daß er sich, wenn es kälter wird, in die tieferen Bodenschichten zurückzieht.

Außerdem wurden im Sommer eine Reihe von Sklerotien und Perithecien bildenden Penicillien beobachtet. Sie konnten leider meist nicht bestimmt werden, da sie fast keine Konidien bildeten.

Penicillium turbatum und *P pusillum* waren die beiden einzigen, die mit Sicherheit identifiziert werden konnten.

Aus Tab. 8 geht hervor, daß die Pilze, die vor allem aus den südlichen Ländern bekannt sind, wie *Aspergillus candidus*, *Penicillium italicum*, *Hormiscium stilbosporum* usw., bei uns besonders in den wärmeren Jahreszeiten auftreten. Ebenso zeigt die Tabelle, daß, ähnlich wie bei den höheren Pflanzen, auch bei der Mikroflora ein jahreszeitlicher Rhythmus in der Artenzusammensetzung vorhanden ist. Ein genaueres Studium dieser Zusammenhänge erfordert aber Beobachtung durch viele Jahre hindurch und den Vergleich einer großen Zahl von Standorten aus den verschiedensten Gegenden.

VIII. Bemerkungen über den Zusammenhang von Vegetation und Mikroflora der einzelnen Standorte

Wie aus den vorangegangenen Kapiteln hervorgeht, kann an den in vorliegender Arbeit untersuchten Standorten ein gewisser Einfluß der Vegetation auf das Vorkommen der mikroskopischen Bodenpilze beobachtet werden. Es besteht ein deutlicher Unterschied zwischen den etwas feuchteren, mit Laubwald bestandenen, und den mit Trockenrasen bewachsenen Standorten. Erstere sind durch das Hervortreten der *Mucorineen*, letztere besonders durch das Vorkommen der Gattung *Aspergillus* charakterisiert. Die zellulosezersetzenden Arten bevorzugten ebenfalls die bewaldeten Standorte, da sie hier durch den jährlichen Laubfall bessere Nahrungsverhältnisse vorfinden als auf den Wiesen. Im allgemeinen dürfte aber die Verbreitung der mikroskopischen Bodenpilze nicht so eng begrenzt sein, wie die der höheren Pflanzen, was durch die günstigere Verbreitungsmöglichkeit, die kürzere Entwicklungsdauer und das bessere Anpassungsvermögen ersterer bedingt ist.

Im Frühjahr und im Herbst wurde an den Standorten II, III, IV, VII und VIII, also nur auf bewaldeten Standorten, folgendes beobachtet: Der Boden war in einer Tiefe von 0—6 cm, manchmal auch bis 10 cm, mit Pilzhyphen stark durchwachsen. Auch die Wurzeln der Pflanzen waren manchmal von Hyphen umsponnen. Im Herbst zeigte auch das alte Fallaub starken Pilzbewuchs. Um zu erfahren, von welchem Pilz diese Hyphen stammen, wurden kleine Mengen von dem verpilzten Fallaub in sterilisierte Petrischalen gebracht, mit folgender, etwas modifizierter Nährlösung nach Czapek befeuchtet und im Thermostaten bei 25°C bebrütet. Die Nährlösung enthielt in 1000 cm³ dest. Wasser: 3 g Saccharose,

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

0,5 g $NaNO_3$ und 0,1 g K_2HPO_4. Die Pilze fruchteten leider meist nicht, konnten daher auch nicht bestimmt werden. Nur einmal wurden aus verpilztem Fallaub von Standort VIII folgende Pilze isoliert: *Rhizopus nigricans*, *Aspergillus niger*, *Trichoderma koningi*, *Alternaria tenuis* und *Torula allii*. Diese Pilze spielen wahrscheinlich bei der Zersetzung des Fallaubes eine wichtige Rolle. *Trichoderma koningi*, die ja als guter Zellulosezersetzer bekannt ist, dürfte dabei diese herauslösen, *Rhizopus nigricans* wird dagegen die wasserlöslichen Substanzen angreifen (vergl. auch S. A. WAKSMAN, 1930). *Aspergillus niger*, der nach A. RIPPEL und J. KESELING (1930) und nach C. STAPP und BORTELS (1935) gutes Wachstum auf Tannin zeigt und nach KREHL-NIEFFER (1951) sich auf Pektin üppig zu entwickeln vermag, verwertet wahrscheinlich diese Substanzen aus dem Fallaub. *Alternaria tenuis*, die nach G. FISCHER (1953) Pektin recht gut anzugreifen vermag, wird dieses nach und nach aus den Laubresten entfernen. Auch die von Pilzhyphen durchsetzte Erde wurde wie das Fallaub weiter verarbeitet; hier gelang es aber leider nie, einen Pilz eindeutig zu bestimmen. Ein Großteil der zu diesen Jahreszeiten sowohl im Fallaub als auch in der sich darunter befindenden Erde beobachteten Hyphen gehört sicher den Makropilzen an.

Der Einfluß der Vegetation beschränkt sich nicht nur auf die vorhin geschilderten Tatsachen; es muß vielmehr in diesem Zusammenhang noch auf folgendes hingewiesen werden: In den Arbeiten von STARKEY (1929) und GRÄF (1930) wurde nachgewiesen, daß nicht nur im Gefäßversuch, sondern auch im Feldbestand eine starke Konzentration der Mikroben an den Pflanzenwurzeln vorhanden ist. Andere Autoren wiesen nach, daß eine Reihe von Pflanzen Stoffe ausscheiden, die einige Mikroorganismen fördern, andere aber in ihrer Entwicklung hemmen. In diesem Zusammenhang seien die Arbeiten von A. G. WINTER (1954, 1955), A. G. WINTER und SCHÖNBECK (1953 und 1954), A. G. WINTER und L. WILLEKE (1952, 1953) sowie von F. DUKATSCH (1956) erwähnt. Nach A. NIETHAMMER (1938) wirken Auszüge aus den Wurzelknollen von *Ranunculus bulbosus* auf *Trichoderma koningi* hemmend. Auch die Ausscheidungen anderer Ranunculaceen üben auf einige Pilze einen schädigenden Einfluß aus (siehe F. BOAS, 1935). In der Arbeit von R. TOLLE und RIPPEL-BALDES (1958) wird darauf hingewiesen, daß sich bestimmte für jede Pflanze charakteristische Pilze nur in unmittelbarer Nachbarschaft der Wurzeln, und zwar besonders der jungen Wurzelhaare entwickeln. Es wird daher angenommen, daß durch erhöhte Konzentration von Zucker oder anderen organischen Substanzen, die von Wurzelextrakten her-

rühren könnten, Bedingungen geschaffen werden, die die Pilzentwicklung in der Rhizosphäre begünstigen.

So wie bei den Pilzen besteht auch bei den Bakterien ein Zusammenhang mit den höheren Pflanzen. Es ist eine bekannte Tatsache, daß die Zahl der Bakterien in der Rhizosphäre größer ist als in der die Wurzeln umgebenden Erde. H. Metz (1955) berichtet in der angegebenen Arbeit, daß die Cruciferen neben den Leguminosen die höchsten Bakterienzahlen in der Rhizosphäre aufweisen. Die geringste Bakterienvermehrung wurde an den Gramineen beobachtet. Der Autor weist auch darauf hin, daß eine spezifische Rhizosphärenflora nicht nur durch die für die Mikroorganismen verschiedene Verwertbarkeit der von den Wurzeln ausgeschiedenen fördernden Stoffe, sondern vor allem durch die Auslesewirkung der Hemmstoffe bewirkt wird. Die Zahl der Mikroorganismen hängt weiters nach der Erfahrung des erwähnten Autors vom Vegetationszustand der Pflanze und vom Standort selbst ab.

IX. Die mikrobiologische Charakteristik der einzelnen Standorte

Aus dem Gesagten geht hervor, daß sich die Mikrofloren der einzelnen Standorte sowohl in quantitativer, als auch in qualitativer neben einigen Gemeinsamkeiten deutlich unterscheiden.

Allen Standorten gemeinsam ist der zweigipfelige Verlauf des Massenwechsels der Gesamtkeimzahl im Jahreszyklus in den obersten Horizonten. Das größere Maximum wird im April bis Mai, das zweite meist etwas kleinere im Herbst (Oktober bis Anfang November) beobachtet. Dazwischen liegen die beiden Minima im Sommer und im Winter. Im Frühjahr, Herbst und Winter ist die Temperatur der begrenzende Faktor, im Sommer hingegen die Feuchtigkeit, da trotz meist recht hoher Niederschlagsmengen das Wasser wegen der hohen Temperaturen und der starken Windtätigkeit wieder rasch verdunstet und daher keine nachhaltigen Wirkungen ausüben kann. Dies sieht man an der niederen relativen Luftfeuchtigkeit zu dieser Zeit.

Der Zeitpunkt und die Höhe der Maxima und Minima ist von Jahr zu Jahr verschieden und hängt von der Witterung der Bodenart und der Vegetationsdecke ab. Die klimatischen Schwankungen wirken sich auf den offenen, mit Trockenrasen bewachsenen Standorten (I, Ia und V) viel rascher und stärker aus, als auf den mit einer schützenden Walddecke versehenen Böden (Standorte II, III, VII und VIII). Dies entspricht der Erwartung, denn im Freiland-

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

klima mit seiner starken Beeinflussung durch Strahlung und seiner gesteigerten Verdunstung müssen sich Witterungsunterschiede stärker auswirken als im Wald. Auch in den sandigen Böden, wie den Rendsinen I, I a und IV, sind die Unterschiede in den Gesamtkeimzahlen viel krasser als in den lehmigeren Böden, wie der Terra fusca, Standort III, und dem Pseudogley, Standort VIII. In den unteren Horizonten sind diese beiden Maxima nicht immer ausgeprägt. Der Pseudogley zeigt in 30—34 cm Bodentiefe nur einen eingipfeligen Verlauf der Bakterien- (sowohl der aeroben als auch der anaeroben) und der Pilzzahlen. Das Maximum liegt hier im Spätsommer bis Herbst.

Die Zahl der Mikroben ist an den Standorten, die reich an organischer Substanz sind, wie besonders der Standorte I, II, III und IV, größer als an den humusärmeren Standorten, wie VII und VIII. Die Proben unter Wiesen zeigen höhere Bakterienzahlen als die Waldproben mit gleichen Humusmengen.

Das Mengenverhältnis Pilze/Bakterien ist in sauren Böden (Standorte VII und VIII) ein engeres als in neutralen (Rendsinen, Terra fusca und Lößbraunerde). Dies kommt nicht so sehr daher, daß die Pilze saure Böden neutralen oder schwächer sauren vorziehen, als daher, daß bei saurer Reaktion die Bakterien ihre volle Tätigkeit nicht mehr entfalten können, die Pilze aber als die in dieser Hinsicht weniger empfindlichen Organismen sich ohne die Konkurrenz der Bakterien stärker entfalten können (WAKSMAN, 1930).

Auch die physiologischen Gruppen zeigen im Jahreszyklus den für das pannonische Klima charakteristischen zweigipfeligen Verlauf der Aktivität der verschiedenen Mikroben.

Sowohl die aeroben und anaeroben Zellulosezersetzer als auch die Denitrifikanten besitzen im Frühjahr ein Maximum, darauf folgt das sommerliche Minimum und ein neues Maximum im Herbst. Dieses ist bei den Zellulosezersetzern größer als das Frühjahrsmaximum. Neben diesem auf allen Standorten gemeinsamen Kurvenverlauf zeigen sich aber im Bezug auf die Aktivität der einzelnen Mikroben deutliche Unterschiede zwischen den Standorten. So zeigt z. B. das Anmoor, Standort VI, die größte Zellulosezersetzungskraft. In den sauren, bewaldeten Standorten VII und VIII, ganz besonders aber auch in den anderen bewaldeten Standorten, spielen wahrscheinlich die Pilze bei der Zellulosezersetzung die wesentlich größere Rolle als die Bakterien.

Das Vorkommen von *Azotobacter* wiederum ist eine charakteristische Eigenschaft von neutralen, kalkhältigen Böden. Er findet sich daher in den Rendsinen, Standorte I, I a und IV, in

der Lößbraunerde, im Anmoor und in der Terra fusca, hier allerdings nur sehr spärlich. In den sauren Standorten V, VII, VIII und IX wird dieser Organismus nie beobachtet.

In Bezug auf Artenzusammensetzung und Artenreichtum der mikroskopischen Bodenpilze zeigen sich ebenfalls deutliche Unterschiede an den einzelnen Standorten.

Die Punkte II, III, IV und VII sind am artenreichsten. Es sind dies durchwegs bewaldete Standorte mit genügendem Nährstoffgehalt. Außerdem fällt auf, daß alle Mucorineen mit Ausnahme des *Mucor razemosus*, der fast überall zu finden war, besonders auf den bewaldeten Standorten auftreten. Es sind dies die Standorte II, III, IV, VI, VII, VIII und IX. Es liegt daher die Annahme nahe, daß die Mucorineen mit den Laubbäumen in engerer Beziehung stehen. *Trichoderma koningi* und *Tr. lignorum* bevorzugen auch in gewissem Maße die Wälder stärker als die offenen Stellen. Viele *Aspergillus*-Arten bevorzugen dagegen die offenen Standorte (I a, I b, I c und I). Diese sind durchwegs Rendsinen. Auch an Punkt IV, ebenfalls einer Rendsina, aber unter einem Flaumeichenbuschwald, wurden *Aspergillus*-Arten gefunden, nämlich *A. candidus* und *A. ustus*. Die Gattung *Aspergillus* ist als eine ausgesprochen wärmeliebende Pilzgruppe bekannt. Die untersuchten Rendsinen des Leithagebirges bieten ihr, um so mehr als sie von stark bestrahlten Südhängen stammen, optimale Lebensbedingungen. Alle mehr oder weniger neutralen Standorte wiederum, wie I, I a, I b, I c, IV und VI, sind charakterisiert durch das Vorhandensein von *Stysanus stemonites*, *Penicillium lilacinum*, *Gliocladium* vergl. *deliquescens*, *Aspergillus ustus* und *Fusarium dimerum* (auf den Rendsinen I, I c und IV und am Anmoor Standort VI gefunden).

Schwach saure, bewaldete Standorte, wie VII und VIII, sind durch *Penicillium melinii* und *Zygorhynchus moelleri* charakterisiert. Punkt III, eine Terra fusca auf Leithakalk unter einem Flaumeichenbestand, zeigt sowohl basiphile als auch acidophile Arten, sowohl bei den höheren Pflanzen als auch bei den mikroskopischen Bodenpilzen. Basiphil sind: *Aspergillus ustus*, *Penicillium lilacinum* und *Gliocladium* vergl. *deliquescens*; acidophil hingegen sind: *Mortierella (Mucor) ramanniana* (A. NIETHAMMER, 1937, und STARČ, 1942) und *Penicillium c. f. vinaceum*. Die Vegetation der Standorte III und IV und auch die Mikroflora weisen manche Gemeinsamkeiten auf. So wurden z. B. an beiden Standorten *Penicillium waksmani* und *P. miscynskii* gefunden, die sonst nirgends isoliert wurden, außer auf Standort I a, einer Protorendsina gleich neben Standort III. Hier spielt wahrscheinlich die Übertragung durch den Wind eine Rolle. Standort III und IV unterscheiden sich aber mit Ausnahme

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

der oben erwähnten Gemeinsamkeiten doch wesentlich in der Artzusammensetzung voneinander, wie aus Tab. 6 hervorgeht. Die Standorte VII und VIII, beides saure Böden unter Niederwald, sind charakterisiert durch das stete Auftreten von *Zygorhynchus moelleri* und besonders *Penicillium melinii*. Auch sie zeigen in ihrer Artzusammensetzung Unterschiede. Vor allem ist Standort VII artenreicher als der Pseudogley, Standort VIII. Der Grund für den geringeren Artenreichtum des letzteren dürfte die dichtere Lagerung des Bodens sein. Mucorineen sind an beiden Punkten vorhanden, mehr Arten finden sich allerdings auf Standort VIII, da sie mehr feuchte Biotope bevorzugen. Die Gattung *Aspergillus* fehlt mit Ausnahme des *Aspergillus niger* auf Punkt VIII. *Gliocladium penicilloides* tritt auf Standort VII stärker hervor als auf dem Pseudogley, da ersterer mehr austrocknet als letzterer. Standort VI, ein Anmoor unter Wald, der feuchteste Biotop, war ziemlich arm an Arten. Im Jahre 1957, wo es während des heißen Sommers stärker austrocknete, als im Jahre 1958, war die Pilzflora auf diesem Standort quantitativ stärker vertreten und auch artenreicher als im darauffolgenden Jahr. Auch die Pilzflora dieses Standortes unterscheidet sich wesentlich von den übrigen, da er durch einen feuchten kalkhältigen Boden charakterisiert ist. Es sind daher sowohl Mucorineen (*Mortierella isabellina*, *Mucor hiemalis* und *M. razemosus*) als auch zwei der kalkanzeigenden Pilze, nämlich *Stysanus stemonites* und *Fusarium dimerum*, vorhanden. Standort V, ein Ranker unter Trockenrasen, fällt durch das besonders häufige Auftreten von *Gliocladium penicilloides* auf. Dieser Pilz liebt trockene Standorte, dürfte aber auch sonst für diesen Biotop charakteristisch sein, da er im Gegensatz zu den anderen Standorten hier viel häufiger vorkam und fast jedesmal in den Platten vorherrschte. Standort II, eine Lößbraunerde unter Wald, ist am artenreichsten. Es wurden Mucorineen (*Rhizopus nigricans*, *Mucor hiemalis*, *M. silvaticus*, *M. razemosus* und *Mortierella m. v. pusilla*), verschiedene kalkanzeigende Pilze, wie *Stysanus stemonites*, *Penicillium lilacinum*, *Gliocladium c. f. deliquescens* und einige Pilze, die nur aus diesem Standort isoliert werden konnten, wie *Hormiscium stilbosporum*, *Penicillium olivino-viride* und *Gymnoascus c. f. reesii*, gefunden.

Es besteht also in der Artenzusammensetzung der untersuchten Punkte ein deutlicher Unterschied: Das Vorkommen von Mucorineen ist vor allem für die bewaldeten Standorte charakteristisch. Ebenso unterscheiden sich saure und basische Böden in ihrer Artzusammensetzung. Die Rendsinen zeigen ebenfalls gemeinsame Eigenschaften. Sie sind charakterisiert durch die kalkophilen Arten, durch das

Zurücktreten der Mucorineen und das Hervortreten einiger Vertreter der Gattung *Aspergillus*, und zwar besonders des *Aspergillus candidus*.

Von großer Bedeutung für die Prägung einer charakteristischen Mikroflora an einem bestimmten Standort sind nicht nur Boden und Vegetation allein, sondern auch die Mikroorganismen selber, indem sie andere Mikroorganismen beeinflussen können.

Diese Beeinflussung besteht einerseits in der Ausscheidung hemmend oder fördernd wirkender Stoffe, andererseits im Konkurrenzkampf um den Lebensraum. Diesen Kampf werden Arten, die unter den gegebenen Standortsbedingungen raschwüchsig sind und so die anderen überwachsen und erdrücken können, oder sich stark vermehren, z. B. durch Bildung einer großen Zahl von Konidien, oder großes Anpassungsvermögen besitzen und daher nicht an eine bestimmte Nahrung gebunden sind, gewinnen.

Die Fähigkeit zur Ausscheidung von Hemmstoffen besitzen z. B. *Trichoderma koningi*, *Tr. lignorum*, *Acrostalagmus cinnabarinus* und eine Reihe von Penicillien, wie z. B. *P. notatum* (Penicillin), *P. citrinum*, *P. chrysogenum* (ebenfalls Penicillin) usw. Von *Trichoderma* sind zwei Antibiotica bekannt, das Gliotoxin (P. W. Brian, 1944) und das Viridin (P. W. Brian und Mc. Gowan, 1945), welches nur im sauren Bereich, also ab $p_H = 4$ aktiv ist. Das Gliotoxin kann in manchen Böden inaktiviert werden. T. G. Mirtschink (1957) berichtet, daß die Toxizität einiger Pilze, darunter die von *Trichoderma* und *Fusarium*, durch Kalkgaben vermindert wird. *Penicillium notatum* und *chrysogenum* bilden Penicilline. Es könnten noch viele andere hemmstoffbildende Pilze erwähnt werden, dies würde aber in dieser Arbeit zu weit führen.

Raschwüchsige Pilze sind: *Rhizopus nigricans*, viele Vertreter der Gattung *Mucor*, *Zygorhynchus moelleri*, *Trichoderma*, *Acrostalagmus cinnabarinus* usw. Die meisten Fungi imrerfecti wachsen relativ langsam. Die raschwüchsigen Pilze haben nach meinen Beobachtungen die anderen, die diese Fähigkeit nicht besitzen, in den Platten überwachsen und in ihrer Entwicklung oft stark gehemmt. *Trichoderma koningi*, die Hemmstoffwirkung und Raschwüchsigkeit zeigt, hat oft mehrere Agarplatten ganz alleine besiedelt, da die Sporen der anderen Pilze nicht zur Keimung gelangten. Diese Überlegenheit hängt bei anderen Pilzen oft stark vom Nährsubstrat ab. *Trichoderma koningi* entwickelt sich z. B. auf Krainsky-Agar am besten, während die Penicillien und die Mucorineen auf Czapek-Agar am schönsten entwickelt sind. *Trichoderma koningi* ist jedoch auf beiden Substraten den anderen Pilzen überlegen. Ob

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

diese Verhältnisse im natürlichen Milieu dieselben sind, weiß man noch nicht mit Sicherheit. Die Beobachtung der Pilze direkt im Boden oder auf CHOLODNY-Platten ist schwierig, da sie hier ganz anders aussehen als auf den künstlichen Medien und ihre Identifizierung daher oft nicht möglich ist. Es ist aber mit großer Wahrscheinlichkeit anzunehmen, daß auch hier ein Konkurrenzkampf zwischen den Mikroorganismen untereinander vorhanden ist.

X. Zusammenfassung

Es wurden einige typische Standorte im Leithagebirge, südöstlich von Wien, mikrobiologisch untersucht. Den mikroskopischen Bodenpilzen wurde dabei besondere Aufmerksamkeit geschenkt. Die Standorte umfassen einige Rendsinen, sowohl unter Trockenrasen als auch unter Flaumeichenbuschwald, einen Ranker unter Trockenrasen, eine wenig entwickelte Braunerde unter Flaumeichenwald, eine Terra fusca auf Leithakalk unter Laubwald, eine Lößbraunerde ebenfalls unter Laubwald, einen Flugstaubboden und einen Pseudogley, beide unter Niederwald, sowie ein Anmoor unter Wald. Als die wesentlichsten Ergebnisse der Untersuchungen sind anzuführen:

1. Alle untersuchten Standorte zeigen in den obersten Horizonten für den Massenwechsel der Gesamtkeimzahlen im Jahreszyklus zweigipflige Kurven. Das meist größere Maximum besteht im Frühjahr, das zweite im Herbst.

2. Die Höhe der Maxima und Minima ist von Jahr zu Jahr verschieden. Ebenso zeigen sich auch auf den einzelnen Standorten Unterschiede in den Schwankungen der Gesamtkeimzahlen.

3. Eine Aufgliederung der Mikroflora nach physiologischen Gruppen ergibt für jede derselben einen ähnlichen Verlauf des Massenwechsels im Jahreszyklus, wie die Gesamtkeimzahlen. Es besteht immer eine besonders starke Aktivität einerseits im Frühjahr und andererseits im Herbst.

4. Bei folgenden Arten konnte eine Abhängigkeit von bestimmten Umweltfaktoren festgestellt werden:

   a) *Azotobacter* ist nur in den kalkhältigen, mehr oder weniger neutralen Böden aufgetreten.

   b) Auch eine Reihe von Pilzarten ist in den untersuchten Proben auf kalkhältige Standorte beschränkt, demnach offenbar

kalkhold. Diese sind: *Stysanus stemonites*, *Penicillium lilacinum*, *Aspergillus ustus* und *Gliocladium cf. deliquescens*.

Andere Pilze wiederum treten nur in sauren bis schwach sauren Böden auf, nämlich *Penicillium melinii*. *Zygorhynchus moelleri* und *Penicillium vinaceum*.

Eine Reihe von Bodenpilzen verhält sich gegen die Bodenreaktion indifferent.

c) Manche Arten, so: *Mucor silvaticus*, die drei isolierten *Mortierella*-Arten, *Aspergillus candidus*, die Gattung *Gliocladium*, *Spicaria*, *Stysanus*, *Trichoderma koningi* und *Tr. lignorum*, *Cephalosporium*, *Humicola* und *Fusarium dimerum* sind nur in den oberen Horizonten zu finden. Dies sind Pilze, die größere Mengen an organischer Substanz benötigen.

d) Wie bei den höheren Pflanzen und den Makropilzen, so ist auch bei den mikroskopischen Pilzen eine durch den jahreszeitbedingten Witterungsverlauf verursachte Aspektfolge zu beobachten.

e) Aus Laubstreu sind einige Arten isoliert worden, die bei der Zersetzung derselben eine Rolle spielen dürften, nämlich *Aspergillus niger*, *Rhizopus nigricans*, *Trichoderma koningi*, *Alternaria tenuis* und *Torula allii*.

5. Die untersuchten Standorte zeigen milieubedingt mehr oder weniger deutliche Unterschiede hinsichtlich Artenzahl und -kombination ihrer Bodenpilzgemeinschaften. Die bewaldeten Standorte sind mit Ausnahme des unter Staunässeeinfluß stehenden Anmoors, das die geringste Artenzahl aufweist, artenreicher als die Freilandstandorte. Um eine engere Korrelation zwischen bestimmten Pflanzengesellschaften und bestimmten Mikroorganismen des Bodens feststellen zu können, wäre die vergleichende Untersuchung einer bedeutend größeren Anzahl von Standorten erforderlich gewesen. Überdies hätte zu diesem Zwecke die Mikroflora der Rhizosphäre der die Vegetation zusammensetzenden Pflanzenarten in die Untersuchung einbezogen werden müssen. Da dies weit über den Rahmen dieser Arbeit hinausgegangen wäre, läßt sich vorläufig hierüber keine weitergehende Aussage machen. Ebenso wäre es verfrüht, auf Grund des in dieser Arbeit zusammengetragenen Materials schon eine Abgrenzung bestimmter Bodenpilzgemeinschaften mit Hilfe von Charakterarten und einer bestimmten Artenverbindung zu versuchen.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Literaturverzeichnis

Asö, K. und YAMAGATÀ, U.: Über die Verbreitung von *Azotobacter* in japanischen Böden. Internationaler, bodenkundlicher Kongreß, Rom, 1926, Com. IV, S. 192.

BOAS, F.: Prakt. Bl. f. Pflanzenbau u. Pflanzenschutz, 13, 79, 1935.

BOKOR, R.: *Mycococcus cytophagus* n. sp. 1929. Untersuchungen über aerobe bakterielle Cellulosezersetzung mit besonderer Berücksichtigung des Waldbodens. Arch. f. Mikrobiol., Bd. 1, S. 1—34. 1930.

BRAUN-BLANQUET, J.: Pflanzensoziologie. 2. Aufl., 1951, Springer Verlag, Wien.

BRIAN, P. W.: Production of Gliotoxin by Trichoderma viride. Nature, Bd. 54, S. 667, 1944.

BRIAN, P. W. and MC. GOWAN: Viridin. Nature, Bd. 56, S. 144, 1945.

DUKATSCH, F.: Analyse der Bakterienhemmstoffe aus der Wurzel von Schöllkraut und ähnlichen Pflanzen. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 23, Heft 3, S. 281—296, 1956.

FEHÉR, D.: Mikrobiologische Untersuchungen über den Stickstoffkreislauf des Waldbodens. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 1, S. 381—417, 1930.

— Untersuchungen über den zeitlichen Verlauf der Mikrobentätigkeit im Waldboden. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 1, S. 464—492, 1930.

— Die Verwendung der elektrometrischen p_H-Messung zur quantitativen Ermittlung der Keimzahl der Böden. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 4, S. 270, 1933.

— Experimentelle Untersuchungen über den Einfluß von Temperatur und Wassergehalt des Bodens auf die Lebenserscheinungen der Bodenbakterien. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 4, S. 485—486, 1933.

— Untersuchungen über die Mikrobiologie des Waldbodens 1933, Verlag von Julius Springer, Berlin.

— Experimentelle Untersuchungen über die mikrobiologischen Grundlagen der Schwankungen der Bodenacidität II. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 5, S. 419, 1934.

— Untersuchungen über die Schwankungen der Bodenatmung. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 5, S. 423, 1934.

FEHÉR, D. und FRANK, M.: Untersuchungen über den Einfluß der Temperatur und des Wassergehaltes auf die Tätigkeit der Mikroorganismen des Bodens. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 9, 1938.

FISCHER, G.: Über den biologischen Abbau des Lignins durch Mikroorganismen. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 18, Heft 4, 1953.

FRANZ, H. mit Beiträgen von FRASL, G. und WEIDSCHACHER, K.: Zur Kenntnis der jungquartären Ablagerungen und Böden im Leithagebirge und im Raume von Retz. Verh. d. Geolog. Bundesanstalt, Heft 2, 1957.

FRIEDRICH, E.: Zur Ökologie der höheren Pilze. Ber. d. D. botan. Ges. Bd. LIV, Heft 6, S. 386—393, 1936.

FRIEDRICH, K.: Zur Ökologie der höheren Pilze II. Ber. d. D. botan. Ges. Bd. LV, Heft 8, S. 419—426, 1937.

Friedrich, K.: Untersuchungen zur Ökologie der höheren Pilze. Herausgegb. in „Pflanzenforschung“ von R. Kolkwitz, Heft 22, Gr.°, S. 52, 1940, G. Fischer, Jena.
— Pilzökologische Untersuchungen in den Ötztaler Alpen. Ber. d. deut. botan. Ges. Bd. LX, Heft 4, S. 218—231, 1942.
— Untersuchungen zur Aspektfolge der höheren Pilze. Ein Beitrag zur Pilzvegetation Salzburgs. Sydowia, Annales Mycologici Ser. II, Vol. VIII, Heft 1—6, S. 39—50, 1954.
Gilman, J. C.: A Manuel of soil fungi. 2. Aufl. 1957, the Iowa State College-Press-Ames, Jowa, USA.
Glathe, H., v. Bernstorff, C. und Arnold, A.: Lebensgemeinschaft von Mikroorganismen und höheren Pflanzen im Bereich der Rhizosphäre. Zentralbl. f. Bakteriol. II, 107, 5, S. 481—488, 1954.
Glathe, H.: Die direkte mikroskopische Untersuchung des Bodens. Zeitschr. f. Pfl.-ernährg., Düngung, Bodenkunde, 69. (114.) Bd., Heft 1—3, S. 172 bis 176, 1955.
Gräf, G.: Über den Einfluß des Pflanzenwachstums auf die Bakterien im Wurzelbereich. Zentralbl. f. Bakt. II, 82, S. 44—69, 1930/31.
Gunhold, P.: Vergleichende bodenzoologische Untersuchungen an Wald-, Wiesen- und Ackerböden im pannonischen Klimagebiet. Zeitschr. f. Pfl.-ernährg., Düngung, Bodenkunde, 66. (111.) Bd., Heft 3, S. 19—29, 1954.
Höfler, K Pilzsoziologie. Ber. d. deutsch. botan. Ges., Bd. LV, Heft 10, S. 606—622, 1937.
— Über Pilzaspekte. Vegetatio, Vol. V/VI, (Braun-Blanquet-Festschrift), S. 373—380, 1954.
— Zur Pilzvegetation aufgeforsteter Fichtenwälder. Sydovia, Annales Mycologici Ser. II, Vol. IX, Heft 1—6, Seite 256—255, 1955.
— Über Pilzsoziologie. Vortrag anläßlich der Wiener Mykologentagung gehalten in der Zoologisch-botan. Ges. am 5. Oktober 1955. Verh. d. Zool.-Bot. Ges. in Wien, Bd. 95, S. 58—75, 1955.
— Über Pilzsoziologie. Zeitschr. f. Pilzkunde, Bd. 22, Heft 2, S. 42—54, 1956.
Höfler, K. und Becksieder, E.: Fluorescenzmikroskopische Beobachtungen an höheren Pilzen. Österr. Bot. Zeitschr., Bd. 94, S. 99—127, 1947.
Höfler, K. und Cernohorsky, T.: Pilzexkursion auf den Mödlinger Frauenstein. Verh. d. Zool. Bot. Ges. in Wien, Bd. 94, S. 159—164, 1954.
Höfler, K. und Scheerpeltz, O.: Käfer und Pilze. 1948, Verlag für Jugend und Volk, Wien.
Hopf, M.: Untersuchungen über die natürliche Mikroflora des Bodens. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 14, S. 661—677, 1950.
Hübl, E.: Die Wälder des Leithagebirges. 1956. Dissertation aus dem Pflanzenphysiologischen Institut der Universität Wien.
Iterson, G.: Die Zersetzung von Zellulose durch aerobe Mikroorganismen. Zentralbl. f. Bakt. II. Bd. 11, S. 689, 1904.
— Anhäufungsversuche mit denitrifizierenden Bakterien. Zentralbl. f. Bakt. II. Bd. 12, S. 108, 1904.
Janke, A. und Holzer, H.: Zentralbl. f. Bakt. II. ,79, 50, 1929.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

JANKE, A. und WOZAK, M.: Mikrobiologische Untersuchungen im Lunzer Gebiet. II. Teil. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 5, S. 348, 1934.

JANKE, A. und ZIKES, H.: Arbeitsmethoden der Mikrobiologie. 1928, Verlag v. Theodor Steinkopf, Dresden und Leipzig.

JOHANN, F.: Untersuchungen über Mucorineen des Waldbodens. Zentralbl. f. Bakt. II., 85, S. 305—338, 1931/32.

KAPPEN, H.: Die Bodenacidität. J. Springer, Berlin, 1929.

KNYRIM, D.: Untersuchungen über Plasmakonfiguration, osmotischen Wert und Vitalfärbbarkeit von Basidiomyceten-Hyphen. Dissertation d. Pflanzenphysiologischen Institutes der Universität Wien, 1957.

KÖHN, M.: Zeitschrift f. Pfl.ernährg., Düngung, Bodenkunde, A, 11, S. 50 bis 54, 1928.

— Landwirtschaftl. Jahrb. 67, S. 537—540, 1928.

KOSTIUK, F.: Azotobacterreaktionen in den mährischen klimatogenetischen Bodentypen. Mittg. d. Tschech. Akad. d. Landw. Bd. 6, S. 5, 1930.

KRAINSKY, A.: Die Aktinomyceten und ihre Bedeutung in der Natur. Zentralbl. f. Bakt. II. 41, S. 649, 1914.

KREHL-NIEFFER, ROSE M.: Verbreitung und Physiologie mikroskopischer Bodenpilze. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 15, S. 399—402, 1951.

KUBIENA, W.: Über Fruchtkörperbildung und engere Standortswahl von Pilzen in Bodenhohlräumen. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 3, S. 541, 1932.

KÜSTER, E.: Untersuchungen über die Bildung und Zersetzung von Humusstoffen durch Mikroorganismen. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 15, S. 12, 1950.

LANGE, B.: Kolorimetrische Analyse. 4. neubearb. u. erw. Aufl., Verlag Chemie GmbH., Weinheim, Bergstr., 1952.

LEISCHNER-SISKA, E.: Zur Soziologie und Ökologie der höheren Pilze. Untersuchung der Pilzvegetation in der Umgebung von Salzburg während des Maximalaspektes. Beih. zum Bot. Zentralbl. Bd. LIX, Abtlg. B, S. 359—429, 1939.

LINNEMANN, G.: Die Mucorineengattung *Mortierella* Coemans. Pflanzenforschg. Heft 23, 1941.

LÖHNIS, F.: Landwirtschaftlich-bakteriologisches Praktikum. Verlag v. Gebrüder Bornträger, Berlin, 1920.

LOUB, W.: Orientierende Untersuchungen über die Mikroflora verschiedener Bodentypen in Österreich. VIe Congrès internacional de la science du sol, Paris, 1956.

MELNIKOVA und SURIKOWA: Die Bildung der Oxalsäure durch *Penicillium chrysogenum* bei der Biosynthese des Penicillins. Akad. SSSR. Mosk. 5/579, 1958.

Methodenbuch Band I. Die Untersuchung von Böden. 3. Aufl. v. R. THUN, R. HERRMANN und E. KNICKMANN, Neumannverlag, Radebeul und Berlin, 1955.

Methodenbuch Band II. Untersuchung von Düngemitteln. Herausgegeben v. Verband deutscher landw. Untersuchungsanstalten, Verlag J. Neumann, Neudamm und Berlin, 1941.

METZ, H.: Untersuchungen über die Rhizosphäre. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 23, Heft 3, S. 297—326, 1955.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

MIRTSCHINK, T. G.: Über Pilze, die Toxizität von rasenpodsoligen Böden mit verschiedenen Bearbeitungen verursachen. Mikrobiol. XXVI, S. 78, 1957.

MÜLLER, G.: Untersuchungen über die Wechselbeziehungen zwischen Bodenleben und Standortsfaktoren bei Futterpflanzenarten. 1. Mitteilung. Wissenschaftl. Zeitschr. d. Humboldt-Universität zu Berlin, mathemat.-naturw. Reihe, Jg. V, Nr. 3, 1955/56.

— Untersuchungen über die Wechselbeziehungen zwischen Bodenleben, Standortsfaktoren und Ertragfähigkeit in Kulturpflanzenbeständen nach Futterpflanzenarten. 2. Mitteilg. Wissenschaftl. Zeitschr. d. Humboldt-Universität zu Berlin, mathem.-naturw. Reihe, Jg. 5, Nr. 4, 1955/56.

MUSKAT, J.: Untersuchungen über Schimmelpilze bayrischer und tunesischer Böden I. Arch. f. Mikrobiol., Bd. 22, Heft 1, 1955.

NETTE, I. T.: Die denitrifizierenden Bakterien im Wurzelbereich der Eiche. Mikrobiologija. 24, S. 429—434, Mosk., 1955.

NIETHAMMER, A.: Studien über die Pilzflora böhmischer Böden. Arch. f. Mikrobiol , Bd. 4, S. 74—98, 1933.

— Die mikroskopischen Bodenpilze. Uitgeverij Dr. W. Junk's, Gravenhage, 1937.

— Wachstumsversuche mit mikroskopischen Bodenpilzen. Arch. f. Mikrobiol., Bd. 9, S. 25, 1938.

NIKLAS, H., PORSCHENRIEDER, H. und HOCK, A.: Über die Verbreitung von *Azotobacter* in den Böden Bayerns unter Berücksichtigung der Bodenreaktion, des Kalk- und Phosphatgehaltes derselben. Zentralbl. f. Bakt. II., Bd. 66, S. 16—18, 1926.

OPPERMANN, A. und KAWE, A.: Beeinflussung des Bakteriengehaltes im Boden durch den Riesentrichterling (Clitocybe gigantea). Arch. f. Mikrobiol., Bd. 20, S. 358—361, 1954.

ORDIN, A. P.: Veinjamie rastitel'nosti na sostav mikroflory počvy. (Die Bedeutung der Vegetation auf die Zusammensetzung der Bodenmikroflora). Izc. Akad. Nauk. SSSR, Ser. Biolog. 22, S. 495—502, 1957.

PISTOR, R.: Beiträge zur Kenntnis der biologischen Tätigkeit von Pilzen in Waldböden. Zentralbl. f. Bakteriol. II, 80, S. 169—200, 1930.

RAILLO, A.: Zentralbl. f. Bakt. II., 78, 515, 1929.

RAPER, K. B. und THOM, C.: A Manual of the Penicillia. The Willieams and Wilkins Company, Baltimore, 1949.

RIEHM, H., ULRICH, B. und M.: Landw. Forschg., 6, S. 95—105, 1954.

RINNO, G.: Ein Beitrag zur Hygroskopizität. Zeitschr. f. Pflanzenernährung, Düngung, Bodenkunde, 66. (111.) Bd., Heft 1, S. 156, 1954.

RIPPEL, A.: Vorlesungen über Bodenmikrobiologie. Verlag v. J. Springer, Berlin, 1933.

— Über die Verbreitung von *Aspergillus niger* insbesondere in Deutschland. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 11, S. 30—31, 1940.

RIPPEL, A. und KESELING, J.: Über tanninzersetzende Mikroorganismen. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 1, S. 60—77, 1930.

SAITÔ, T.: Mikrobiological decomposition of beech litter. Ecol. Rev. Sendai, 14, S. 141—144, 1956.

SAMZJAWITSCH, S. A.: Über die jahreszeitliche und periodische Entwicklung der Bodenmikroorganismen. Mikrobiologija. XXIV, S. 615, 1955.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

SIMONART, P. und HUYGH, A.: Over de Mikrobiologie in de kempische bosgronden. Centrum voor Bosbiologie in de Limburgse Kempen. V. Z. W. D. te Bokrijk-Jenk.

SCHÖNBECK, F. und BRÜSEWITZ, G.: Untersuchungen über den Abbau phytotoxischer Substanzen durch Lumbricus terrestris. Naturwissensch. 44. Jg., Heft 2, S. 42, 1957.

STAPP, C. und RUSCHMANN, G.: Zur Biologie von *Azotobacter*. Arb. Biol. Reichsanstalt. Land- u. Forstw., 13, S. 305—368, 1924.

STAPP, C. und BORTELS, H.: Mikrobiologische Untersuchungen über die Zersetzung von Waldstreu. Zentralbl. f. Bakt. II., 90, S. 28—66, 1934.

— Mikrobiologische Untersuchungen über die Zersetzung von Waldstreu II. Zentralbl. f. Bakt. II., 93, S. 45—56, 1935.

STARČ, A.: Mikrobiologische Untersuchungen einiger podsoliger Böden Kroatiens. Arch. f. Mikrobiol., Bd. 12, 1942.

STARKEY, R. L.: Some influences of the development of higher plants upon the mikroorganisms in the soil. VI., Mikroskopie examination of the rhizosphere. Soil sei. 45, S. 207—249, 1938.

SZILVINYI, A. v.: Mikrobiologische Untersuchungen im Lunzer Gebiet III. Die Schimmelpilzflora. Zentralbl. f. Bakt. II., Bd. 103. S. 133—189, 1941.

TOLLE, R. und RIPPEL-BALDES, A.: Untersuchungen über die Rhizosphäre von Gramineen. Zentralbl. f. Bakt. II., Bd. 111, S. 204—217, 1958.

THÓT, L.: The biological fixation of atmospheric nitrogen. Budapest, Hungarian-Museum of Natural Science, 1946.

— Experiments with nitrogen-fixing mikroorganisms from the rumen of the goat. Experientia. Vol. V/12, 474, 1949.

— Protein metabolism and nitrogenfixation by means of mikroorganisms living in symbiosis with insects. Axel, R. Elfströms Boktryckeri A-B, Stockholm, 1950.

— Beiträge zur Frage des Stickstoff-Stoffwechsels der Insekten. Annalen der Landw. Hochschule Schwedens, Vol. 17, 1950.

— The role of nitrogen-activ mikroorganisms in the nitrogenmetabolism of insects. Tijdschrift voor Entomologie. Deel 59, S. 43—59, 1952.

— Nitrogen active mikroorganisms living in symbiosis with animals and their role in the nitrogenmetabolism of the hostanimal. Arch. f. Mikrob. Bd. 18, S. 242—244, 1953.

VERONA, O.: Secondo tributo di ricerche sulla mikrobiologia dei terreni della campagna Pisana. Pisa, 1929.

— Annali del' Agricoltora 15, 127, 1935.

WAKSMAN, S. A.: Is there any fungus flora in the soil? Soil Sci., 3, S. 565 bis 589, 1917.

— A method for counting the number of fungi in the soil. Jour. Bact., 7, S. 339—341, 1922.

— Mikrobiological analysis of soil as an index of soilfertility. III. Influence of fertilisation upon number of mikroorganism in the soil. Soil Sci., 14, S. 321—346, 1922.

— Zellulose als eine Quelle des „Humus" im Boden. Cellulosechemie, 8, Heft 9—10, 1927.

WAKSMAN, S. A.: Der gegenwärtige Stand der Bodenmikrobiologie und ihre Anwendung auf Bodenfruchtbarkeit und Pflanzenwachstum. Verlag v. Urban u. Schwarzenberg, Berlin, 1930.

WAKSMAN, S. A. und HEUKELEKIAN, O.: Microbiological analysis of soil as an index of soilfertility. VIII. Decomposition of cellulose. Soil Sci., 17, S. 275—291, 1924.

WAKSMAN, S. A. und KARUNAKER, P. D.: Microbiological analysis of soil as an index of soilfertility. IX. Nitrogenfixation and mannite decomposition. Soil Sci., 17, S. 379—393, 1924.

WAKSMAN, S. A. und STARKEY, R. L.: Influence of organic matter upon the development of fungi, actinomycetes and bacteria in the soil. Soil Sci., 17, S. 373—378, 1924.

WAKSMAN, S. A., TENNEY, F. G. and STEVENS, K. R.: The role of mikroorganisms in the transformation of organic matter in forest soils. Ecology, 9, S. 126—144, 1928.

WALKLEY, A. und ARMSTRONG BLACK, J.: Zeitschr. f. Pflanzenernährung, Düngung, Bodenkunde, XXXVII, S. 372, 1935.

WALLHÄUSER, K. H.: Die antibiotischen Beziehungen einer natürlichen Mikroflora. Arch. f. Mikrob., Bd. 16, S. 201—236, 1951.

— Untersuchungen über das antagonistische Verhalten von Mikroorganismen am natürlichen Standort. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 16, S. 237—251, 1951.

WENZEL, H.: Zur Frage nach der Wachstumsgrenze von *Azotobacter chroococcum* im alkalischen Bereich. Arch. f. Mikrobiol. Bd. 5, S. 364, 1934.

— Bodenbakteriologie. Untersuchungen auf pflanzensoziologischer Grundlage II. *Azotobacter chroococcum* in den Kulturböden des Gebietes östl. des Neusiedler Sees. Zentralbl. f. Bakt. II., Bd. 89, S. 353—369, 1934.

— Bodenbakteriologische Untersuchungen auf Pflanzensoziologischer Grundlage I. Beih. zum Botan. Zentralbl., Bd. III, Abt. A, Heft 1, 1934.

WILTGEN, N. und BONNIER, CH.: A propos de l'examen mycologique du sol. Bull. d'Inst. Agron. Gembloux. XX, S. 391, 1952.

WINTER, A. G.: Neue Möglichkeiten der antibiotischen Therapie mit Wirkstoffen aus Blütenpflanzen. Therapiewoche, 5. Jg., Heft 5/6, 126, 1954.

— Untersuchungen über die Natur des flüchtigen antibiotischen Wirkstoffes aus *Tropaeolum maius* Naturwissenschaften, 41. Jg., Heft 14, S. 337 bis 338, 1954.

— Die Bedeutung antibiotischer Wirkstoffe aus Blütenpflanzen für Therapie und Diät (unter besonderer Berücksichtigung von Kapuzinerkresse, Gartenkresse und Meerrettich). Mediz. Nachr., Nr. 2, S. 73—80, 1955.

— Untersuchungen über Vorkommen und Bedeutung von antimikrobiellen und antiphytotischen Substanzen im natürlichen Boden. Zeitschr. f. Pflanzenernährung, Düngung, Bodenkultur, 69. (114.) Heft 1—3, S. 224 bis 233, 1955.

WINTER, A. G. und SCHÖNBECK, F.: Untersuchungen über die Beeinflussung der Keimung und Entwicklung von Getreidesamen durch Kaltwasserauszüge aus Getreidestroh. Naturwissensch., 40. Jg., Heft 5, S. 168 bis 169, 1953.

WINTER A. G. SCHÖNBECK, F.: Untersuchungen über wasserlösliche Hemmstoffe aus Getreideböden. Naturwissensch., 41. Jg., Heft 6, S. 145—146, 1954.

WINTER, A. G. und WILLEKE, L.: Untersuchungen über Antibiotika aus höheren Pflanzen. IV. Hemmstoffe im herbstlichen Laub. Naturwissensch., 39. Jg., Heft 2, S. 45—46, 1952.

— Untersuchungen über Antibiotika aus höheren Pflanzen. VII. Naturwissensch., 40 Jg , Heft 5, S. 167—168, 1953.

WINTER, A. G., SCHÖNBECK, F. und BRÜSEWITZ, G.: 1957, Untersuchungen über den Abbau phytotoxischer Substanzen durch *Lumbricus terrestris* Naturwissensch., 44. Jg., Heft 2, S. 42.

WOLF, E.: Beitrag zur Systematik der Gattung *Mortierella* und *Mortierella*-Arten als Mykorrhizapilze bei Ericaceen. Zentralbl. f. Bakt. II., 107, S. 523—548, 1952/54.